

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة محمد بوضياف – المسيلة
Université Mohamed Boudiaf - M'Sila

FACULTE SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES
AGRONOMIQUES
N° : 19/DSA/VCDPGR/2023



DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE
ET DE LA VIE
FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES
OPTION : PRODUCTION VEGETALE

Mémoire présenté pour l'obtention
du diplôme de Master Académique

par: **KAAWACH Khaled** et **ZOUBIRI Rafik**

Intitulé

Etude de l'effet du stress salin sur le comportement
de quelques variétés de quinoa cultivées
dans la région de M'Sila

Soutenu devant le jury composé de:

M. GUENDOUZEN Omar	MAA	Université Med BOUDIAF- M'SILA	Président
M. HADJ KOUIDER Boubakr	MCA	Université Med BOUDIAF - M'SILA	Promoteur
Mme LALLOUCHE Bahia	MCA	Université Med BOUDIAF - M'SILA	Co-Promotrice
M. TORCHIT Nadir	MAA	Université Med BOUDIAF- M'SILA	Examineur

Année universitaire : 2022 /2023

DEDICACE

Je souhaite adresser mes salutations les plus sincères à mon père [Nadir](#) et à ma mère [Samia](#). Je tiens à vous remercier du fond du cœur pour tout ce que vous avez fait pour moi tout au long de mon parcours académique, ainsi que pour votre soutien constant. Je vous voue un immense respect, un amour profond et une gratitude infinie.

À mes frères [Abdenour](#), [Amine](#) et [Mohammad](#), je tiens à exprimer ma reconnaissance pour votre soutien inconditionnel. Vous avez été à mes côtés tout au long de mes années scolaires, et je vous en suis profondément reconnaissant. J'espère que nous resterons unis et que nous continuerons à nous soutenir mutuellement.

À mes amis [Djamal](#), [Khaled](#), [Ihab](#), [Darraji](#), [Idriss](#) et [Ammar](#), nous avons partagé des moments merveilleux au cours de ces dernières années. Bien que ce ne soit pas la fin, mais plutôt le véritable début de nos vies, je suis impatient de vous retrouver dans nos futures aventures. Prenez soin de vous et restez en sécurité.

En conclusion, je souhaite partager les mots inspirants [d'Ahmed Al-Shugairi](#) : « [Unis nous restons, divisés nous tombons](#) ». Ces paroles résonnent profondément en moi, car elles soulignent l'importance de l'unité et de la solidarité. Sachons rester unis et nous soutenir mutuellement, car c'est ainsi que nous réussissons collectivement.

[RAFIK](#)

DEDICACE

ALHAMDULILLAH

Le Tout puissant de m'avoir donnée le courage, la volonté et la patience pour terminer
ce travail.

Je dédie ce modeste travail :

A ma très chère mère, pour son amour, ses encouragements et ses sacrifices.

A mon très cher père, pour son soutien, son affection et la confiance qu'il m'a accordé.

A mes chères sœurs

Amira, Imane, Irma

A mes amis ; Rafik, Yacine, Omar et Oussama, pour leur présence et leurs mots
d'encouragement qui m'ont poussé à donner le meilleur de moi-même.

A mon cher *Brahim EL-Mir* pour ces précieux conseils, ces connaissances partagées et
ces inspirations.

A tous ceux qui ont participé de près ou loin pour la réalisation de ce travail.

Tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

KHALED

REMERCIEMENTS

En introduction à ce mémoire, nous souhaitons exprimer notre reconnaissance à Allah, qui nous a soutenus et accordé la patience et le courage tout au long de ces années d'études.

Nous tenons à exprimer notre plus profonde gratitude et appréciation au promoteur de ce mémoire : **M^r HADJ KOUIDER B., MCA.,** et au Co-promoteur **M^{me} LALLOUCHE B., MCA.,** au département d'agronomie, Université Mohamed Boudiaf de M'sila pour avoir acceptés de diriger ce travail, pour leur patience, encouragements, orientations et leurs conseils précieux.

Nous tenons à remercier chaleureusement les membres du jury : **M^r GUENDOUZEN O.,** enseignant chercheur au département des Sciences Agronomiques, Université Med. Boudiaf de M'sila et **M^r TORCHIT N.,** enseignant chercheur au département des Sciences Agronomiques, Université Med. Boudiaf de M'sila de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire, de nous consacrer du temps et de porter leur jugement expert sur ce modeste travail.

Nous adressons aussi nos remerciements à l'ingénieur de la serre monsieur **M^r AROUSSI B.** et les jardiniers de la ferme expérimentale (**Aissa et Abdessamed**) pour leur aide pratique et leur disponibilité durant notre préparation de ce travail.

Nous exprimons notre gratitude à l'équipe du laboratoire du département des sciences agronomiques de l'Université Mohamed Boudiaf pour leur disponibilité, leur patience et surtout leurs conseils et assistances.

Nous tenons également à adresser nos sincères remerciements à toutes les personnes qui nous ont apporté leur aide et contribué à l'élaboration de ce mémoire, ainsi qu'à la réussite de cette année universitaire formidable.

Enfin, nous exprimons nos plus sincères remerciements à nos parents pour leur soutien et leur patience, ainsi qu'à tous nos proches et amis qui nous ont encouragés tout au long de la réalisation de ce mémoire.

ملخص

في هذه الدراسة، قمنا بفحص الاختلاف الظاهري لنوعين من الكينوا باستخدام السمات المورفولوجية والكيميائية الحيوية. تظهر النتائج الأولية التي تم الحصول عليها بشأن التوصيف المورفولوجي والكيميائي الحيوي لنوعي الكينوا بوضوح أن هذه الأصناف التي تم تحليلها لها تباين لجميع الخصائص التي تمت دراستها ومحتوى البرولين والسكريات والبوليفينول.

بعد ذلك قمنا بدراسة سلوك وإنبات نوعين من الكينوا، الجيزة 02 و Q102، في ظل ظروف الإجهاد الملحي. وتشمل القياسات السرعة ومعدل الانبات النهائي للبذور. تظهر النتائج أن الملح له تأثير سلبي على الإنبات، لكن هذا التأثير يختلف باختلاف شدة الإجهاد. لم يتأثر سلوك الإصناف المدروسة، الجيزة 02 و Q102، بنوع المعالجة عند مستوى الإجهاد الملحي 150 ملي مول من كلوريد الصوديوم المجزأ. في المقابل، لاحظنا تثبيط الإنبات جزئياً عند 150 ملي مول من NaCl لكال النوعين.

الكلمات المفتاحية: الكينوا، السلوك، الإجهاد الملحي، كلوريد الصوديوم، التباين.

Abstract

In this study, we examined the phenotypic variation of two quinoa varieties using morphological and biochemical traits. The preliminary results obtained on the morphological and biochemical characterization of the two varieties of quinoa clearly show that these analyzed varieties have a variation for all the characteristics studied, content of proline, sugars and polyphenol.

We then studied the germination behavior of two varieties of quinoa, Giza 02 and Q102, which are subject to saline stress conditions. Measurements include the speed and final germination rate of the seeds. The results show that salt has a negative impact on germination, but this effect varies with the intensity of stress. The behavior of the studied varieties, Giza 02 and Q102, was not affected by the pre-treatment level at stress level 150 mM of fractionated NaCl. In contrast, germination is partially inhibited at 150 mM NaCl for both varieties.

Keywords: Quinoa, Behavior, Saline stress, Sodium chloride, Variability.

RESUME

Dans cette étude nous avons examiné la variation phénotypique de deux variétés de quinoa en utilisant les caractères morphologiques et biochimiques. Les résultats préliminaires obtenus sur la caractérisation morphologique et biochimiques des deux variétés du quinoa montrent clairement que ces variétés analysées présentant une variation pour l'ensemble des caractères étudiés, teneur en proline, en sucres et en polyphénol.

Par la suite on a étudié le comportement de germination de deux variétés de quinoa, Giza 02 et Q102, soumises à des conditions de stress salin. Les mesures prises incluent la vitesse et le taux de germination finale des graines. Les résultats montrent que le sel a un impact négatif sur le taux de germination, mais cet effet varie en fonction de l'intensité du stress. Le comportement de variétés étudiées, Giza 02 et Q102, n'a pas été affecté par le niveau de prétraitement au niveau de stress 150 mM de NaCl fractionnée. En revanche, la germination est partiellement inhibée à 150 mM de NaCl pour les deux variétés.

Mots clés : Quinoa, Comportement, stress salin, Chlorure de sodium, Variabilité.

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS

RESUME

TABLE DE MATIERE

LISTE D'ABREVIATION

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION 19

CHAPITRE I : PRESENTATION DE L'ESPECE

1.1. Origine géographique et génétique 22

 1.1.1 Origine géographique 22

 1.1.2 Origine génétique 22

1.2 Importance de l'espèce 23

 1.2.1 Importance économique 23

 1.2.2 Importance alimentaire 23

 1.2.3 Importance médicinale 24

1.3 Description botanique 24

1.4 Variétés existante dans le monde et en Algérie 25

 1.4.1 Variétés existante dans le monde 25

 1.4.2. Variétés existantes en Algérie 27

1.5 Description morphologique 27

 1.5.1 Partie racinaire 27

 1.5.2 Partie aérienne 28

1.6 Exigences, contraintes environnementales de la production et techniques cultural du quinoa	32
1.6.1 Exigences, contraintes environnementales de la production du quinoa	32
1.6.1.1 Le sol	32
1.6.1.2 Matière de fertilité	32
1.6.1.3 L'eau	33
1.6.1.4 La température	33
1.6.2 Techniques culturales	33
1.6.2.1 Préparation de sol	33
1.6.2.2 Le semis	33
1.6.2.3 Fertilisation	34
1.6.2.4 Contrôle des maladies, des parasites	34
1.6.2.5 La récolte	34
1.6.3 Système de culture manuel traditionnel	35
1.6.3.1 La défriche	35
1.6.3.2 Le labour	35
1.6.3.3 Le semis	35
1.6.3.4 Le contrôle des adventices et des ravageurs	35
1.6.3.5 La récolte	35
1.6.4 Système de culture mécanisé	36
1.6.4.1 Le labour	36
1.6.4.2 Le semis	36
1.6.4.3 Le contrôle des adventices	36
1.6.4.4 La récolte	36

CHAPITRE II : SALINITE ET STRESS SALIN

2.1 Stress salin	38
2.2 Effet morphologique et physiologique du stress salin sur les plantes	39
2.2.1 Vitesse d'efflux des ions « Type exclure »	41
2.2.2 Vitesse d'influx des ions « Type inclure »	43
2.3. Effet du stress salin sur la germination des graines	44
2.4 Mécanismes de résistance des plantes au stress salin	45
2.5 Tolérance du quinoa à la salinité	47

CHAPITRE III : MATERIELS ET METHODES

3.1 Objectif du travail	50
3.2 Matériel végétale	50
3.3 Caractérisation biochimique de deux variétés de quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> L.) cultivée dans la région de M'sila	51
3.3.1 Matériel végétale	51
3.3.2 Echantillonnage et paramètres mesurés	51
3.3.3 Les paramètres étudiés	52
3.3.3.1 Teneur en proline	52
3.3.3.2 Teneur en sucres solubles	52
3.3.3.3 Teneur en polyphénol	52
3.3.3.4 Teneur en saponine	53
3.3.3.5 Teneur en Chlorophylle	53
3.4.4 Analyse statistiques	54
3.5 Effet de différents types prétraitement en condition de stress salin sur quelques paramètres morphologiques des plants de de deux variétés du quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> L.)	54
3.5.1 Protocole expérimentale	54

3.5.1.1 Trempage des graines de deux variétés du quinoa dans différents types de prétraitement	54
3.5.1.2 Prétraitement utilisés	55
3.5.1.3 Semis les grains prétraitées dans des conditions de stress salin	56
3.5.2 Les paramètres étudiés	56
3.5.2.1 Longueur des plants	56
3.5.2.2 Longueur des racines	57
3.5.2.3 Poids des plants	57
3.5.2.4 Poids des racines	57
3.5.3 Dispositif expérimentale	57
3.5.4 Analyse statistiques	57

CHAPITRE IV : RESULTATS ET DISCUSSION

4.1 Caractéristiques biochimiques	59
4.1.1 Teneur en Proline	59
4.1.2 Teneur en sucre total	60
4.1.3 Teneur en polyphénol total	61
4.1.4 Teneur en saponine	62
4.1.5 Discussion	64
4.2 Effet du stress salin sur la germination et le développement des plants du quinoa	65
4.2.1 Teneur en chlorophylle	65
4.2.1.1 Teneur en chlorophylle A	65
4.2.1.2 Teneur en chlorophylle B	67
4.2.1.3 Teneur en chlorophylle T	68
4.2.2 Longueur des plants	70
4.2.3 Nombre des feuilles	71

4.2.4 Poids des racines	73
4.2.5 Longueur des racines	74
4.2.6 Poids frais des plants	76
4.2.7 Discussion	77
CONCLUSION	79
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.	

Liste des abréviations

FAO: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

ADN: Adénosine désoxyribose nucléaire.

mg: milligramme.

mg/100gr: Milligramme/100gramme.

APG III: Angiosperm Phylogeny group III.

Var : Variété.

CNRA : Centre national de recherches agronomiques.

m :mètre.

pH : Potentiel Hydrogène.

(P) : Phosphore.

(K) : Potassium.

°F : Degrée Fahrenheit.

Kg : Kilogramme.

ha : hectare.

Kg/ha : Kilogramme/Hectare.

t×ha :Tonnes×hectare.

t :Tonnes.

cm : centimètre.

NaCl : Chlorure de sodium.

Na⁺: Ion sodium.

Ca²⁺: Ion calcium.

K⁺ : Potassium.

ROS : espèce réactive à l'oxygène.

Cl⁻: Chlorure.

H⁺: Hydrogene.

g: Grammes.

M : Mol.

mS. Cm : Millisiemens/centimètre.

ITDAS : Institut Technique de Développement de l'Agriculture Saharienne.

USDA: United States Department of Agriculture.

T : Température.

mM :millimole.

MgSO₄ : sulfate de magnésium.

Kcl : chlorure de potassium.

UPOV : Union internationale pour la protection des obtentions végétales.

mg : milligramme.

ml :millilitre.

°C : Degré Celsius.

h :heures.

t/min : tours par minute.

MRext : La masse de l'extrait après l'évaporation du solvant.

MRech : La masse sèche de l'échantillon.

mm : millimètre.

mg/100g : milligramme/100gramme.

Ch A : Chlorophylle A.

Ch B : Chlorophylle B.

DO : Densité optique.

min : Minute.

V/V : Volume/Volume.

F1 : Facteur 1.

F2 : Facteur 2.

µg : Microgramme.

µg/0.1g MS : Microgramme/0.1gramme de matière sèche.

MS : Matière sèche.

MF : Matière fraîche.

PROBA : Probabilité.

Signif : Signification.

Liste des figures

Figure 1.1 : Racine du quinoa	28
Figure 1.2 : la tige de quinoa	29
Figure 1.3 : Feuilles de quinoa	30
Figure 1.4 : La panicule de quinoa	31
Figure 1.5 : Les fleurs de quinoa	31
Figure 1.6 : Structure du grain de Quinoa.	32
Figure 2.1 : Effet délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire	39
Figure 2.2 : Illustration schématique du changement de potentiel hydrique du milieu extérieur sur la cellule végétale	41
Figure 2.3 : Effet du stress salin chez la plante	43
Figure 3.1 : Graines des variétés de quinoa étudiées (<i>Chenopodium quinoa</i> L.)	50
Figure 3.2 : Prétraitement des graines de deux variétés du quinoa par les différents types de prétraitement	55
Figure 3.3 : Imbibition des graines de deux variétés du quinoa dans les différents types de prétraitement	56
Figure 4.1 : Teneur en proline des différentes variétés étudiées	59
Figure 4.2 : Teneur en sucre des différentes variétés étudiées.	60
Figure 4.3 : Teneur en Phénol des différentes variétés étudiées	61
Figure 4.4 : Teneur en saponine des différentes variétés étudiées	63
Figure 4.5 : Teneur en chlorophylle A des différentes variétés étudiées.	66
Figure 4.6 : Teneur en chlorophylle B des différentes variétés étudiées	68
Figure 4.7 : Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées.	69
Figure 4.8 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur la longueur des plants des différentes variétés étudiées	71
Figure 4.9 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le nombre feuilles des différentes variétés étudiées	72

Figure 4.10 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le poids racine des différentes variétés étudiées	74
Figure 4.11 : longueur racine des différentes variétés étudiées.	75
Figure 4.12: Poids frais plants des différentes variétés étudiées	76

Listes des tableaux

Tableau 1.1 : Teneurs en sels minéraux du quinoa et d'autres aliments (en milligrammes pour 100 grammes poids sec).	22
Tableau 1.2 : Teneurs en vitamines du quinoa et certaine céréales (en mg/100gr de poids sec).	22
Tableau 4.1: Teneur en proline des différentes variétés étudiées	59
Tableau 4.2 : Teneur en sucres total des différentes variétés étudiées	60
Tableau 4.3: Teneur en polyphénols des différentes variétés étudiées	61
Tableau 4.4: Teneur en saponine des différentes variétés étudiées	62
Tableau 4.5: Teneur en chlorophylle A des différentes variétés étudiées	66
Tableau 4.6: Teneur en chlorophylle B des différentes variétés étudiées	67
Tableau 4.7: Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées	69
Tableau 4.8 : longueur plante des différentes variétés étudiées	70
Tableau 4.9 : nombre feuilles des différentes variétés étudiées	72
Tableau 4.10 : poids racine des différentes variétés étudiées	73
Tableau 4.11 : longueur racine des différentes variétés étudiées.	75
Tableau 4.12: Poids frais plante des différentes variétés étudiées	76

Introduction

INTRODUCTION

Au début de notre étude, nous devons soulever ce problème, Comment le stress salin affecte-t-il le comportement de différentes variétés de quinoa cultivées dans la région de M'sila ? Quelles sont les variétés les plus adaptées aux conditions de stress salin élevé, et comment ces résultats peuvent-ils contribuer à améliorer la sécurité alimentaire durable dans la région ?

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) est largement reconnu comme une pseudo-céréale, appartenant à la famille des Amaranthaceae selon la classification phylogénétique ou des Chenopodiaceae selon la classification de Cronquist. Depuis des millénaires, il a joué un rôle essentiel dans l'alimentation des peuples andins, même avant les Incas. Les graines de quinoa sont traditionnellement utilisées pour fabriquer différentes préparations alimentaires telles que des pains, des soupes, des pâtes ou des boissons traditionnelles des Andes. Cuit, le quinoa dégage une saveur de noisette caractéristique. Ces dernières années, le quinoa a connu une croissance dynamique sur le marché mondial, devenant l'un des produits les plus recherchés. En raison de ses avantages nutritionnels, de sa résistance aux sols arides et de son potentiel pour améliorer les conditions de vie des populations, la FAO a choisi le quinoa comme une culture clé pour assurer la sécurité alimentaire et son importance continue de croître (FAO, 2013, 2015).

Le quinoa a été introduit en Algérie en 2013, à l'occasion de l'année internationale du Quinoa, par l'organisation des Nations-Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), à travers un projet régional concernant huit (8) pays dont l'Algérie. Les premiers essais de la culture du quinoa en Algérie montrent que cette espèce présente une capacité extraordinaire de tolérer un taux élevé de sel dans le sol et présente aussi la capacité de résister à la sécheresse (Azizi, 2021 ; Boukhalat et Chellali, 2021 ; Allia et *al.*, 2022 ; Attalah et *al.*, 2022)

L'étude de l'effet du stress salin sur le comportement de deux variétés de quinoa cultivé dans la région de M'sila constitue une recherche importante dans le domaine de l'agriculture. Le stress salin, résultant de l'accumulation excessive de sels dans le sol, est considéré comme l'un des principaux facteurs limitants de la croissance et du rendement des cultures dans les régions arides et semi-arides.

Cette étude vise à évaluer les effets du stress salin sur le comportement de certaines variétés de quinoa cultivées dans la région de M'sila. Elle se concentrera sur des paramètres clés tels que la germination, la croissance végétative, la biomasse, la tolérance à la salinité et la composition chimique des plantes. La sélection de variétés de quinoa adaptées à des conditions de stress salin élevé pourrait contribuer à améliorer les rendements des cultures de quinoa dans la région de M'sila et à assurer une sécurité alimentaire durable.

L'objectif du présent travail était la caractérisation de la variabilité génétique en termes de descripteurs morphologique de quelques variétés du quinoa suivi par une étude comparative du comportement germinatif dans des conditions du stress salin pour classée et sélectionnée les variétés les plus intéressantes qui serviront au programme de sélection et d'amélioration.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE
Chapitre I
PRESENTATION DE
L'ESPECE.

Chapitre I. PRESENTATION DE L'ESPECE

I.1. Origine géographique et génétique

I.1.1. Origine géographique :

Le quinoa est une céréale originaire des Andes en Amérique du Sud, plus précisément du Pérou et de la Bolivie (**Bazile, 2015**) (**Amri, 2018**). La plante de quinoa a été cultivée dans cette région depuis environ 5000 ans et a été considérée comme une culture sacrée par les Incas. Le nom "riz des Incas" fait référence à cette origine et à la valeur culturelle qu'elle avait pour les populations autochtones (**Gawen, 2022**). Le quinoa a été introduit en Europe dans les années 70 et est devenu de plus en plus populaire ces dernières années en raison de ses bienfaits pour la santé et de sa culture durable.

I.1.2. Origine génétique :

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) est une plante herbacée annuelle qui trouve son origine dans les hauts plateaux andins (**Winkel, 2013**). La diversité génétique du quinoa est cruciale pour son amélioration et son adaptation à différents environnements. Les chercheurs ont découvert que le génome du quinoa est composé de plus de 1,5 milliard de paires de bases d'ADN, ce qui la rend génétiquement complexe (**Verité, 2016**). Cette complexité génétique est considérée comme un avantage pour le quinoa, car elle lui confère une grande adaptabilité et une capacité à survivre dans des conditions de stress environnemental telles que la sécheresse, les températures extrêmes et les sols pauvres en éléments nutritifs.

La recherche en génétique du quinoa vise à identifier les gènes responsables de caractéristiques souhaitables, comme une teneur élevée en protéines, une résistance aux maladies ou une tolérance au stress. Ces informations génétiques peuvent être utilisées pour sélectionner et croiser des variétés de quinoa afin de développer de nouvelles lignées qui présentent des traits améliorés.

La génétique du quinoa est un domaine de recherche en plein essor. Par exemple, des recherches ont été menées sur la physiologie et la diversité génétique du quinoa (**Del Castillo et al., 2008**). Les études sur la diversité génétique et la physiologie du quinoa

permettent de mieux comprendre cette plante précieuse et d'exploiter son potentiel pour améliorer sa production, sa résistance aux maladies et sa valeur nutritionnelle. Les avancées dans la génétique du quinoa offrent de nouvelles perspectives pour une agriculture durable et la sécurité alimentaire.

I.2. Importance de l'espèce

I.2.1. Importance économique :

Le quinoa est une culture importante pour les économies locales des régions andines et constitue une source de nourriture pour les populations locales depuis des siècles (**Veloso, 2016**). Au cours des dernières décennies, la popularité du quinoa s'est étendue à l'échelle mondiale en raison de sa valeur nutritionnelle élevée (**Rudebjer et al., 2014**). Cette popularité a conduit à une augmentation de la demande et une augmentation des prix sur les marchés internationaux, ce qui a amélioré les revenus des agriculteurs locaux (**Veloso, 2016**).

I.2.2. Importance alimentaire :

Le quinoa est une pseudo-céréale riche en fer non hémérique, avec une teneur de 1,85 mg de fer pour 20 g de quinoa (**Léa Zubiria, 2021**). Il est également une source de protéines complètes, ce qui signifie qu'il contient tous les acides aminés essentiels nécessaires à une alimentation équilibrée (**Auvinet et al., 2018**). La consommation de quinoa germé et fermenté peut également avoir un impact positif sur la santé, en particulier dans le cadre d'une alimentation riche en sucre (**Agnès Mignonac, 2019**). En raison de sa valeur nutritionnelle élevée, le quinoa est considéré comme un aliment important pour les personnes suivant un régime alimentaire végétarien ou végétalien.

Tableau 1. 1 : Teneurs en sels minéraux du quinoa et d'autres espèces (en milligrammes pour 100 grammes poids sec). (FAO ,2013)

	Quinoa	Maïs	Riz	Blé
Calcium	148,7	17,1	6,9	50,3
Fer	13,2	2,1	0,7	3,8
Magnésium	249,6	137,1	73,5	169,4
Phosphore	383,7	292,6	137,8	467,7
Potassium	926,7	377,1	118,3	578,3
Zinc	4,4	2,9	0,6	4,7

Tableau 1.2 : Teneurs en vitamines du quinoa et certaine céréales (en mg/100gr de poids sec). (FAO ,2013)

	Quinoa	Maïs	Riz	Blé
Thiamine	0,2-0,4	0,42	0,06	0,45-0,49
Riboflavine	0,2-0,3	0,1	0,06	0,17
Acide folique	0,0781	0,026	0,020	0,078
Niacine	0,5-0,7	1,8	1,9	5,5

I.2.3. Importance médicinale :

Le quinoa est riche en antioxydants, notamment en quercétine et en kaempférol, qui sont des composés bénéfiques pour la santé cardiovasculaire et la lutte contre les maladies chroniques (Pierrick hordé, 2014). En outre, des études ont montré que la consommation de quinoa peut aider à réduire le taux de cholestérol sanguin et à prévenir les maladies cardiovasculaires (SERRAOUI et al.,2020). Le quinoa contient également des composés phytochimiques qui peuvent avoir des propriétés anti-inflammatoires, ce qui peut aider à réduire le risque de maladies inflammatoires chroniques telles que l'arthrite (Geneviève Andrianaly,2020). Globalement, la consommation de quinoa peut aider à améliorer la santé et à prévenir certaines maladies chroniques.

I.3. Description botanique

Le quinoa est une plante herbacée appartenant à la famille botanique des Chenopodiacees ou Amaranthacees (Yahi, et al., 2018). Il existe plus de 2000 variétés de quinoa, dont on récolte les graines après maturation (Carimentrand, 2008). Contrairement à ce que l'on peut souvent entendre, le quinoa n'est pas une céréale mais plutôt un légume (Gawen, 2022). Le quinoa est une plante résistante qui peut pousser

dans des conditions difficiles, telles que des sols pauvres en nutriments et des climats arides ou froids. Il est également considéré comme une culture durable et écologique car il nécessite peu d'eau par rapport à d'autres cultures similaires.

La classification botanique détaillée du quinoa cultivé par **CRONQUIST, 1995**, et **WILSON, 1980**, et la classification taxonomique du quinoa selon :

Règne : Plantae

Sous-Règne : Tracheobionta

Super division : Spermatophyta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-Classe : Caryophyllidae

Ordre : Caryophyllales

Famille : Amaranthaceae

Genre : Chenopodium

Espèce : Quinoa

Section : Chenopodia

Sous-Section : Cellulata

Synonyme : Chenopodium quinoa (Bathua) (**SINGH, 2019**).

Classification APG III (2009)

Ordre : Caryophyllales

Famille : amaranthaceae

Nom binomial

Chenopodium quinoa willd

I.4. Variétés existantes dans le monde et en Algérie

I.4.1. Variétés existantes dans le monde :

Il existe de nombreuses variétés de quinoa cultivées à travers le monde, chacune présentant des caractéristiques spécifiques en termes de couleur, de taille des graines, de

rendement et d'adaptabilité aux conditions de croissance. Voici quelques-unes des variétés de quinoa les plus couramment cultivées dans différentes régions du monde (Gandarillas,1968) :

Chenopodium quinoa var. Real : C'est l'une des variétés les plus anciennes et les plus traditionnelles de quinoa, originaire des hauts plateaux des Andes en Amérique du Sud. Elle se distingue par ses graines de petite taille et une large gamme de couleurs, allant du blanc au rouge foncé. Elle est appréciée pour sa résistance aux conditions extrêmes et son adaptation à des altitudes élevées.

Chenopodium quinoa var. Blanca de Junín : Cette variété est originaire du Pérou et se caractérise par ses grandes graines blanches. Elle est appréciée pour son rendement élevé et sa résistance aux maladies.

Chenopodium quinoa var. Cherry Vanilla : Cette variété, originaire des États-Unis, présente des grains de couleur crème à rose. Elle est appréciée pour son goût doux et sucré, ainsi que pour sa texture délicate.

Chenopodium quinoa var. Kancolla : Cette variété est cultivée en Bolivie. Elle se distingue par ses grandes graines noires et son adaptation aux régions à climat sec.

Chenopodium quinoa var. Rainbow : Cette variété est appréciée pour sa diversité de couleurs de graines, allant du rouge au violet en passant par le jaune et le blanc. Elle est largement cultivée aux États-Unis.

Chenopodium quinoa var. Regalona : Originaire du Chili, cette variété est reconnue pour ses grains de grande taille et son rendement élevé.

Il convient de noter que de nombreuses autres variétés de quinoa existent, et de nouveaux cultivars sont régulièrement développés grâce à la recherche et à la sélection. Les variétés de quinoa peuvent varier en fonction de leur adaptation aux conditions climatiques locales, de leur rendement, de leur goût et de leurs utilisations spécifiques, ce qui permet aux agriculteurs de choisir celles qui conviennent le mieux à leurs besoins et à leurs conditions de croissance.

I.4.2. Variétés existantes en Algérie :

En Algérie, la culture du quinoa est encore relativement récente, mais on observe l'émergence de différentes variétés adaptées aux conditions locales. Voici quelques-unes des variétés de quinoa qui sont cultivées ou étudiées en Algérie (DJEDEI,2019) :

Sahara : Cette variété a été développée spécifiquement pour les régions arides et semi-arides d'Algérie. Elle présente une bonne adaptation aux conditions de sécheresse et aux températures élevées.

Tayeb : Cette variété a été développée par le Centre National de la Recherche Agronomique (CNRA) en Algérie. Elle est réputée pour sa résistance aux maladies et sa bonne productivité.

Béni Abbes : Cette variété a été développée par le CNRA et est adaptée aux régions du Sud-Ouest algérien. Elle se distingue par sa tolérance à la sécheresse et sa capacité à produire des rendements satisfaisants dans des conditions difficiles.

Azamut : Cette variété est également développée par le CNRA et est adaptée aux régions montagneuses et semi-montagneuses de l'Algérie. Elle se caractérise par sa résistance au froid et sa capacité à s'adapter à des altitudes élevées.

Il convient de noter que la recherche et le développement de variétés de quinoa adaptées aux conditions spécifiques de l'Algérie sont encore en cours. Les agriculteurs et les chercheurs travaillent ensemble pour sélectionner et développer des variétés qui offrent une bonne productivité, une résistance aux maladies et une adaptation aux contraintes environnementales du pays.

I.5. Description morphologique

I.5.1. Partie racinaire :

La croissance de la partie racinaire du quinoa est étroitement liée à celle de la partie aérienne de la plante. En effet, des plantes exceptionnelles de quinoa ont atteint une hauteur de 1,70 m en développant une partie racinaire importante (**OUCIF BEDIDA et al., 2018**) (**Del Castillo et al., 2008**). La partie racinaire du quinoa est essentielle pour absorber les nutriments du sol et assurer une croissance saine et vigoureuse de la plante.



Figure 1.1: Système racinaire du quinoa (AZIZI et *al.*, 2021).

I.5.2. Partie aérienne :

La partie aérienne du quinoa fait référence aux tiges, feuilles et fleurs de la plante de quinoa. Cette partie de la plante est souvent récoltée pour être utilisée comme aliment pour les animaux de ferme, mais elle peut également être consommée par les humains.

Les feuilles de quinoa sont riches en nutriments tels que les vitamines B, la vitamine C, le calcium, le fer et les antioxydants. Elles peuvent être utilisées dans les salades ou cuites comme des légumes verts. Les tiges peuvent être utilisées comme matériaux pour la construction, tandis que les fleurs de quinoa sont souvent utilisées pour produire des teintures naturelles.

Cependant, la partie la plus consommée du quinoa reste ses graines, qui sont riches en protéines, en fibres et en acides aminés essentiels. Ces graines sont souvent préparées comme un plat d'accompagnement ou utilisées comme ingrédient principal dans les salades, les soupes et les plats principaux.

La tige :

La tige de quinoa est une tige creuse et robuste qui soutient la plante et lui permet de se tenir droite. Elle est généralement de couleur verte et peut atteindre une hauteur d'environ 1 à 2 mètres.

La tige est composée de nœuds et d'entre-nœuds, avec des feuilles attachées à ces derniers. La tige de quinoa peut être considérée comme un sous-produit de la culture de quinoa, car elle est généralement laissée de côté après la récolte des graines. Cependant, des études ont montré que la tige de quinoa contient également des composants nutritifs

tels que des antioxydants et des fibres alimentaires. En dehors de ses utilisations alternatives dans la fabrication de papier ou comme matériau de construction, la tige de quinoa peut également être utilisée comme fourrage pour les animaux ou comme fertilisant pour les sols (**Azizi et al., 2021**).



Figure1.2 : la tige de quinoa (Kaawach et Zoubiri.,2023).

Les feuilles :

Les feuilles de quinoa sont également faciles à cultiver, ce qui en fait un choix idéal pour les jardins familiaux ou les jardins communautaires. Elles peuvent être récoltées plusieurs fois au cours de la saison de croissance (**Azizi et al., 2021**).

En plus de leur valeur nutritionnelle, les feuilles de quinoa peuvent également contribuer à la sécurité alimentaire et à la durabilité environnementale. La culture de la plante de quinoa peut être bénéfique pour les agriculteurs locaux, car elle peut fournir une source de revenus et aider à préserver les sols et les écosystèmes locaux (**Boukhalat et Chellali., 2021**).

En somme, les feuilles de quinoa sont une excellente source de nutriments et peuvent être utilisées de diverses manières dans une alimentation saine et équilibrée.

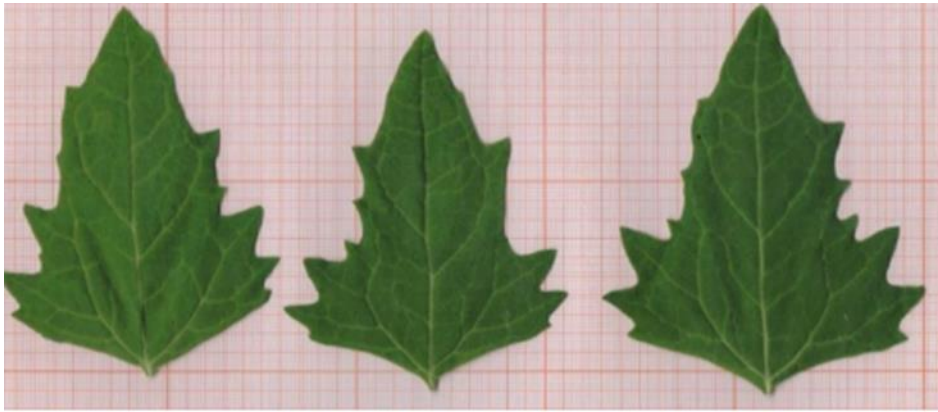


Figure 1.3: Feuilles des quinoa (Boukhalat et Chellali., 2021).

Les ramifications :

Le quinoa est une plante à ramification relativement simple avec une tige principale centrale qui s'élève au-dessus du sol avec peu de ramifications. Cependant, des branches secondaires peuvent se former dans certains cas, créant une structure plus ramifiée.

Les ramifications se produisent généralement à partir des nœuds de la tige où les feuilles sont attachées et peuvent varier en longueur et en visibilité selon la plante. La ramification du quinoa n'est pas aussi développée que celle d'autres plantes, car sa croissance est principalement axée sur la production de graines comestibles plutôt que sur une ramification étendue.

L'inflorescence :

L'inflorescence du quinoa est une structure en forme de panicule, qui se compose de fleurs regroupées sur la plante. La panicule est une grappe lâche et ramifiée de fleurs située au sommet de la tige principale du quinoa. Elle peut mesurer de 30 à 120 centimètres de longueur et est composée de nombreuses petites fleurs de différentes couleurs, allant du blanc au rose, en passant par le rouge et le violet.

Il est à noter que l'apparence de l'inflorescence peut varier selon les variétés de quinoa, avec des différences dans la densité des fleurs et des graines. Ces variations peuvent être influencées par des facteurs génétiques, les conditions de croissance et l'environnement. L'inflorescence revêt une importance particulière, car c'est à partir des fleurs que les graines de quinoa, utilisées pour la consommation, se développent.



Figure1.4 : La panicule de quinoa (Kaawach et Zoubiri.,2023).

Les fleurs :

Les fleurs de quinoa sont souvent négligées car elles sont de petite taille, mais elles jouent un rôle important dans la production des graines de quinoa. La plante de quinoa produit des inflorescences qui contiennent des centaines de fleurs. Chaque fleur se transforme en une graine après la pollinisation et la fécondation (Azizi et al., 2021).

Les fleurs de quinoa peuvent être de différentes couleurs, du blanc au rouge en passant par le violet ou le jaune. La floraison peut durer de quelques semaines à plusieurs mois, selon les conditions environnementales. Les graines de quinoa sont riches en protéines, en fibres et en minéraux, ce qui en fait un aliment nutritif et sain (Boukhalat et Chellali., 2021).



Figure 1.5: Les fleurs de quinoa (Boukhalat et Chellali., 2021).

Les graines :

Les graines de quinoa ont une texture légèrement croquante et une saveur de noisette, ce qui les rend parfaites pour les salades ou comme accompagnement de légumes grillés. Elles peuvent être cuites de différentes manières, en utilisant de l'eau, du bouillon ou du lait, et peuvent être agrémentées d'épices et d'herbes pour ajouter de la saveur. Que ce soit en remplacement du riz, des pâtes ou des céréales, les graines de quinoa sont un excellent choix pour une alimentation saine et équilibrée.

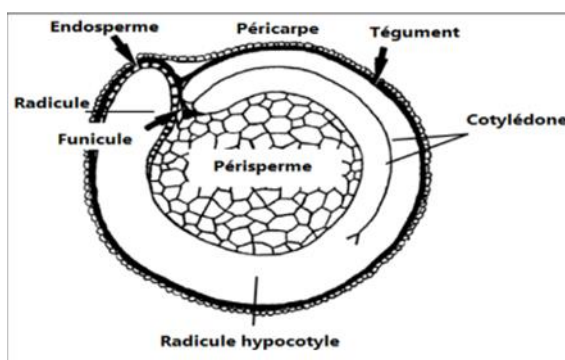


Figure 1.6 : Structure du grain de Quinoa (Beatriz et al., 2012).

I.6. Exigences, contraintes environnementales de la production et techniques cultural du quinoa

I.6.1. Exigences et contraintes environnementales de la production du quinoa :

I.6.1.1. Le sol :

Le quinoa est l'une des cultures les plus tolérantes au sel, mais la tolérance à la salinité diffère selon les variétés. Le quinoa pousse dans divers types de sols, du sable grossier à l'argile lourde, à un pH variant de 4,5 à 9.

I.6.1.2. Matière de fertilité :

La réponse du rendement à l'application de phosphore (P) et de potassium (K) n'est pas claire, un apport excessif d'azote peut réduire le temps de maturité et augmenter la verse.

I.6.1.3. L'eau :

Une sécheresse modérée avant la floraison ne réduit habituellement pas le rendement. En fait, une irrigation précoce excessive n'augmente pas le rendement et tend à produire de grandes plantes, qui peuvent ensuite se loger, en particulier dans les régions venteuses.

L'irrigation en début de saison (au stade 12 feuilles ou avant) n'est pas recommandée. La disponibilité de l'eau est plus critique pour le rendement en céréales, de sorte qu'une petite quantité d'irrigation peut être appliquée après la floraison.

I.6.1.4. La température :

Le quinoa est affecté négativement par des températures inférieures à 28°F ; toutefois, après cette étape, les plantes peuvent tolérer des températures aussi basses que 20 °F. Elles sont sensibles aux températures élevées pendant la floraison et les températures supérieures à 90 °F à 95 °F peuvent causer la stérilité (LIANG *et al.*, 2016).

I.6.2. Techniques culturales :

I.6.2.1. Préparation de sol :

La préparation de la première mise en culture se fait au moyen de charrues à versoir et à disques ou, dans les endroits accidentés, à l'aide de charrues jointes ou même de simples houes. En terrain plat, viennent ensuite l'ameublissement et l'émottage du sol avec des herses croisées ou à disques. Le nivellement peut être réalisé au moyen de barres de fer ou de grosses planches. Étant donné la petite taille des graines et les fortes hétérogénéités d'humidité et de compaction du lit de semence, cette opération de nivellement est importante pour la réussite de la levée.

I.6.2.2. Le semis :

Les semis ont habituellement lieu durant les mois d'août et de septembre mais peuvent être retardés jusqu'à début décembre avec certaines variétés de cycle très court (90 jours). Cette activité diffère selon que le système de culture utilise des outils traditionnels ou des machines agricoles. La manière de semer varie aussi selon les régions de production. La densité de semis est de 10 à 15 kg. ha⁻¹ de graines.

I.6.2.3. Fertilisation :

La fertilisation organique ou minérale des parcelles de quinoa est peu pratiquée. En rotation avec la pomme de terre, le quinoa se satisfait de l'engrais organique résiduel de la culture précédente. Cependant, des études récentes ont montré que les rendements bénéficiaient d'une fertilisation azotée adéquate (ALEGRIA *et al.*, 1999).

Les normes de certification biologique proscrivent la fertilisation minérale et recommandent l'incorporation de fumier lors du semis (FELIX, 2008). Le quinoa a des besoins faibles en calcium et potassium.

I.6.2.4. Contrôle des maladies, des parasites :

Le quinoa est affecté par des facteurs biotiques comme les maladies et les insectes qui réduisent considérablement le rendement et la qualité du produit.

Le contrôle des insectes par voie chimique ou naturelle (pièges, bio-insecticides). La maladie la plus importante du quinoa est le mildiou, Seuls des traitements chimiques préventifs sont connus mais restent peu appliqués du fait de leur coût élevé.

I.6.2.5. La récolte :

La récolte commence généralement vers la fin du mois d'avril et le travail peut s'étaler sur deux mois car la maturité des plantes au sein du terroir n'est pas uniforme. Les plantes à maturité sont coupées ou arrachées, mises en gerbes regroupées ou non par variété (selon la quantité, le temps et la main-d'œuvre disponibles) et laissées à sécher sur les parcelles pendant 30 à 45 jours. Le battage s'effectue de façon rudimentaire, soit mécaniquement (passage sous les roues de tracteurs ou de camions) soit de manière traditionnelle (fléaux ou animaux), dans les deux cas sur une bâche de toile ou de plastique pour éviter que les grains ne se dispersent sur le sol. Les rendements sont très variables et globalement faibles : en culture traditionnelle réussie, ils vont de 400 à 1.200 kg. ha-1 (DEL CASTILLO *et al.*, 2008).

I.6.3. Système de culture manuel traditionnel

I.6.3.1. La défriche :

En juin et juillet de la première année a lieu la défriche des parcelles qui seront semées l'année suivante, afin d'arracher la végétation qui a poussé pendant les années de repos avant la saison des pluies.

I.6.3.2. Le labour :

Le travail du sol est réalisé entre fin janvier et début mars, pendant la saison des pluies, pour éliminer les adventices et les gros débris végétaux ainsi que pour économiser au maximum l'eau du sol.

I.6.3.3. Le semis :

À la fin août de la deuxième année, commence le semis sur les parcelles de pente, mais les dates varient en fonction du climat car le terrain doit être suffisamment humide pour permettre la germination de la graine. Creuser un trou de 10 à 30 centimètres de profondeur, selon l'humidité de la terre, au fond duquel sont placées les graines (la quantité varie selon le terrain et l'humidité).

I.6.3.4. Le contrôle des adventices et des ravageurs :

Effectué un ou deux désherbages manuels rapides entre novembre et février, au moment où les pluies permettent la germination des graines.

I.6.3.5. La récolte :

Une fois que le grain est mûr, en avril-mai, les pieds de quinoa sont arrachés ou coupés selon que le sol est meuble ou non. Ils sont laissés à sécher dans le champ une à deux semaines. Les grains sont ensuite séparés des pieds par battage, puis tamisés sur place. Les rendements sont de 0,4 à 2 t. ha⁻¹ selon les conditions climatiques.

I.6.4. Système de culture mécanisé :

I.6.4.1. Le labour :

Si certains sont revenus à des périodes de jachère de 2 à 3 ans nécessitant un défrichage rapide en juin-juillet. Le labour au tracteur, jusqu'à 40 cm, se fait à la même époque que le travail du sol manuel (mi-janvier à début février), c'est-à-dire pendant la saison des pluies.

I.6.4.2. Le semis :

Le semis au tracteur est réalisé avec un semoir muni d'un soc qui creuse un sillon où sont déposées automatiquement les graines (30 à 50 à la fois) après quoi un versoir situé en arrière vient reboucher le sillon. Les agriculteurs ont la possibilité de ressemer plus tardivement (novembre-décembre) avec des variétés à cycle court, ce qui ne fournit généralement qu'une maigre récolte (moins de 0,2 t.ha-1).

I.6.4.3. Le contrôle des adventices et des ravageurs :

Le peu de temps laissé aux adventices pour se développer et leur enfouissement profond par les charrues rendent le désherbage inutile.

I.6.4.4. La récolte : elle est identique au système manuel

Chapitre II

SALINITE ET STRESS

SALIN

Chapitre II. STRESS SALIN

II.1. Stress salin

Le stress salin est un sérieux problème pour l'agriculture dans les régions arides et semi-arides, menaçant la sécurité alimentaire et réduisant les terres cultivables (**Zaman-Allah et al., 2009**). La salinisation du sol peut être naturelle, liée au fort ensoleillement et à la faible pluviométrie, ou induite par les travaux agricoles comme l'utilisation d'engrais chimiques ou les eaux d'irrigation. La concentration élevée de NaCl dans les sols crée un désordre métabolique, une inhibition du développement et de la croissance des plantes (**Djanaguiraman et al., 2013**). Selon leur résistance ou sensibilité au sel, les plantes sont classées en deux grandes classes :

Les glycophytes désignant les plantes qui ne tolèrent pas de fortes concentrations en sel ;

Les halophytes sont toutes les espèces qui poussent sur un sol salé (**Flowers et al., 1986**).

Le degré de résistance ou de sensibilité au stress salin dépend du stade de développement de la plante. Chez certaines espèces, c'est le stade juvénile qui est le plus sensible, alors que chez d'autres espèces, c'est le stade adulte qui est le plus sensible. En effet, la salinité est l'accumulation excessive des sels solubles, ayant pour effets un stress ionique et un stress osmotique (**Mahajan et Tuteja, 2005**). Ce stress est dû essentiellement à des concentrations élevées de Na⁺ et de Cl⁻ (**Shahbaz, et al., 2013**). La présence du sodium (Na⁺) dans le sol ou dans le milieu de culture limite l'apport en cations majeurs, tels que le calcium (Ca²⁺) et le potassium (K⁺) (**Zid et Grignon 1991**).

Lors d'un stress osmotique, le développement de la partie racinaire est également affecté, mais il est moins inhibé que celui des parties aériennes (**Rahneshan, Nasibi et**

Moghadam, 2018). Dans ce cas, la synthèse des solutés organiques par la plante est nécessaire à l'ajustement osmotique.

Le stress ionique est, quant à lui, lié à la toxicité de l'ion Na^+ . Une forte concentration de Na^+ dans les cellules végétales perturbe ainsi le métabolisme cellulaire. Réponse spécifique aux ions Na^+ se produit en deux phases ; premièrement, l'exclusion des ions Na^+ par les cellules des racines et deuxièmement, la protection des tissus contre l'excès des ions Na^+ dans les tissus des feuilles (**Munns et Tester, 2008 ; Wu et al., 2015**).

L'exclusion des ions Na^+ par les cellules des racines est la principale réponse protectrice chez les plantes qui retarde les effets toxiques du Na^+ cytoplasmique élevé. En réponse à un dysfonctionnement photosynthétique et respiratoire, la plante produit des espèces réactives à l'oxygène (ROS) (un stress oxydatif) (**Mansour, 2013**).

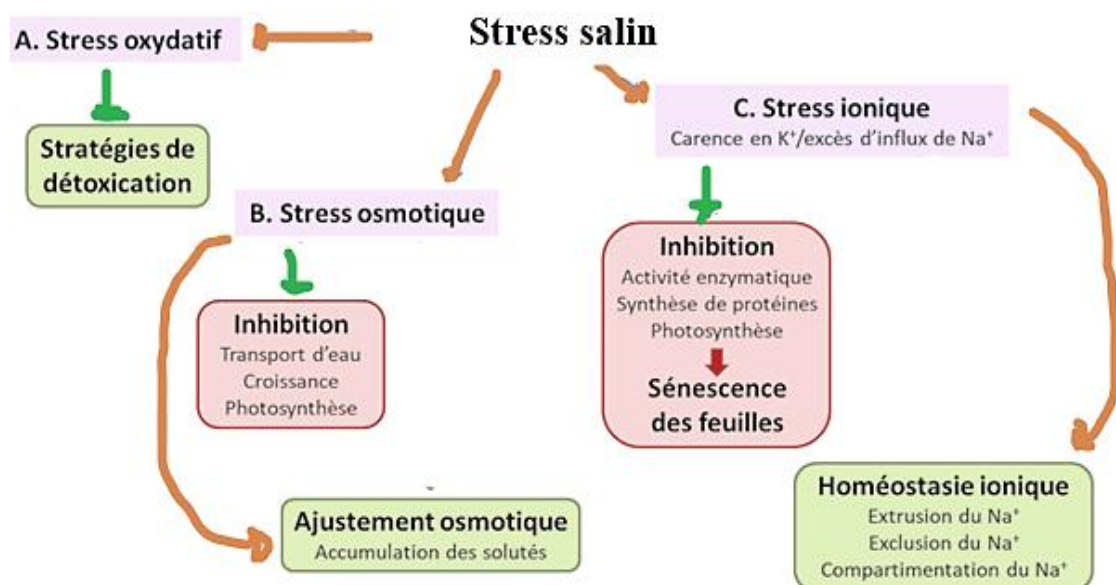


Figure 2.1 : Effet délétères liés à la toxicité du stress salin et réponse cellulaire (**Munns et Tester, 2008**)

II.2. Effets morphologique et physiologiques du stress salin sur les plantes

Les effets du stress salin sur la croissance des plantes sont généralement associés au niveau élevé de toxicité du sodium et au faible potentiel osmotique de la solution du

sol qui provoquent des perturbations sur le développement, la croissance des plantes et sur le métabolisme (**Yamaguchi et Blumwald 2005**).

Le développement d'une stratégie efficace des pratiques de lutte contre le stress salin nécessite une bonne compréhension des effets de la salinité sur les paramètres morphologiques et physiologiques des plantes.

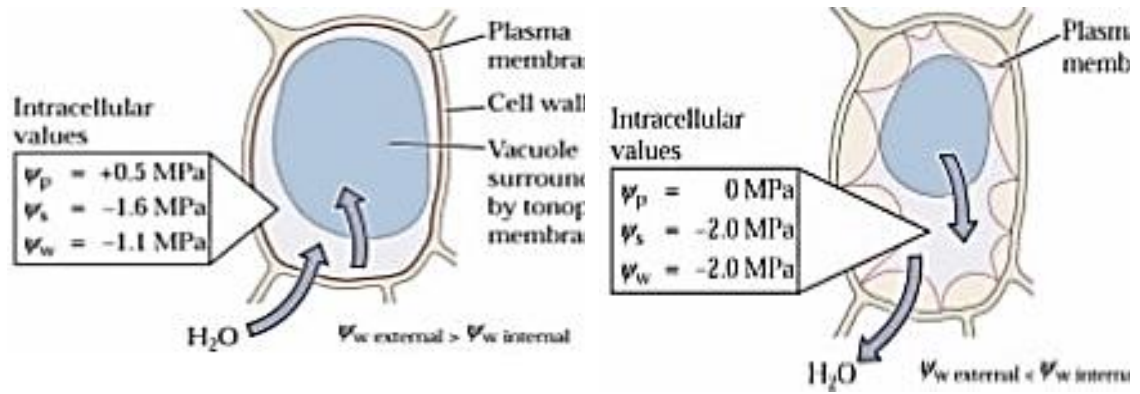
En termes physiologiques, l'effet néfaste du sel (NaCl) du milieu sur la physiologie de la plante peut s'exercer de manières différentes. Une forte concentration de NaCl entraîne une diminution du potentiel osmotique dont l'objectif est d'empêcher le potentiel hydrique cellulaire de devenir supérieur à celui des milieux extérieurs et extracellulaires (**Figure 2.1**). Ce phénomène assure, d'une part, la rétention de l'eau et le maintien de la turgescence cellulaire, et d'autre part la continuité de l'absorption de l'eau du sol. Lorsque l'ajustement osmotique cellulaire n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui induit une perte de la turgescence et un déficit hydrique (**Gorham et al., 1990**). Ensuite, les fortes doses de NaCl provoquent une altération de la nutrition minérale (**Jacoby, 1994**).

L'effet dépressif du sel accumulé dans les tissus peut se manifester de deux façons :

Il peut se traduire, d'une part, par une toxicité qui survient lorsque sa concentration dans le compartiment cytosolique excède celle qui est compatible avec une activité métabolique normale (**Munns, 1993 ; 2002**).

D'autre part, la saturation de l'apoplasme par le sel « montant » est un autre facteur déterminant de la nécrose et de la mort cellulaire car, par un effet osmotique, le sel concentré dans ce compartiment provoque une sortie d'eau intracellulaire, ce qui conduit à une déshydratation rapide des cellules (**Munns, 1993**).

Deux types de comportement ont pour effet d'éviter la saturation en sel de l'apoplaste : l'influx « inclure » et l'efflux « exclure » des ions qui caractérisent aussi bien leur mobilité que leur circulation.



Cellule dans un milieu sans sel
d'eau

Cellule dans un milieu salin
Perte d'eau et de la turgescence

Figure 2.2 : Illustration schématique du changement de potentiel hydrique du milieu extérieur sur la cellule végétale (Jabnoune, 2009).

II.2.1. Vitesse d'efflux des ions « Type excluser »

Généralement, les glycophytes sensibles limitent le transport de Na^+ dans leurs organes aériens (Räsänen, 2002).

Sur le plan interspécifique, les espèces incapables de transporter facilement le Na^+ dans leurs feuilles sont nettement plus sensibles que les autres, car leur inaptitude à exporter le Na^+ peut être probablement considérée comme un caractère moins protecteur que le reflet d'une déficience des systèmes de compartimentation cellulaire. En effet, ces espèces semblent peu efficaces pour abaisser le niveau cytoplasmique de Na^+ , ce qui est peut-être l'une des causes profondes de leur sensibilité au niveau cellulaire. L'incapacité à débarrasser le cytoplasme du Na^+ est due au caractère de cet ion qui est facilement transporté dans le phloème chez ces plantes (Slama, 1986). Il est donc continuellement ramené vers le bas de la plante, ce comportement caractérise les plantes exclusives. Ces derniers semblent être dotées d'un mécanisme de protection contre l'invasion par le sodium par exclusion de cet ion de leurs parties aériennes (Cramer, 1997 ; Rahmoune et al., 2000).

Beaucoup d'arbres peuvent grandir dans les milieux salins ; le faible niveau foliaire du sodium Na^+ de quelques espèces tolérantes à la salinité étudiées suggère que les arbres étaient capables de l'exclusion du sodium Na^+ (**Marcar et al., 1991**).

L'étude faite par (**Van der moezel et al., 1988 ; Lallouche et al., 2017**) montre que la plupart des espèces tolérantes à la salinité parmi un grand nombre d'Eucalyptus et Casuarina, cactus exclut le sodium Na^+ et les chlorure Cl^- de leurs jeunes pousses en développement. Le site d'exclusion apparaît dans les racines. Les espèces sensibles présentent une faible concentration racinaire en potassium K^+ et une forte absorption du sodium Na^+ . Il y a une évidence mondiale que la capacité d'exclure l'ion (Na^+) et l'ion (Cl^-) de jeunes feuilles est un attribut important d'arbres tolérants la salinité (**Bell, 1999 ; Räsänen, 2002, Lallouche et al., 2017**).

C'est pourquoi la plus ou moins grande tolérance des plantes dépend notablement de leur aptitude à répartir le sel entre leurs différents organes, compartiments cellulaires et tissus (**Kim et al., 2008**).

L'inhibition de la photosynthèse par le NaCl est l'une des causes de la réduction de la croissance et de la productivité végétale (**Wang et Nil, 2000**). L'accumulation préférentielle du sel dans les cellules des parties aériennes est un caractère déterminant du degré de tolérance de différentes espèces (**Maas, 1986**).

La réponse des plantes au stress salin est complexe et fait intervenir des voies de réponse diverses (**Figure 2.2**) conduisant à des mécanismes d'adaptation qui induisent un arrêt rapide de la croissance pour une meilleure redistribution des nutriments dans les différents tissus et au rétablissement rapide de la croissance lorsque le stress est levé (**Mahjoubi, 2018**).

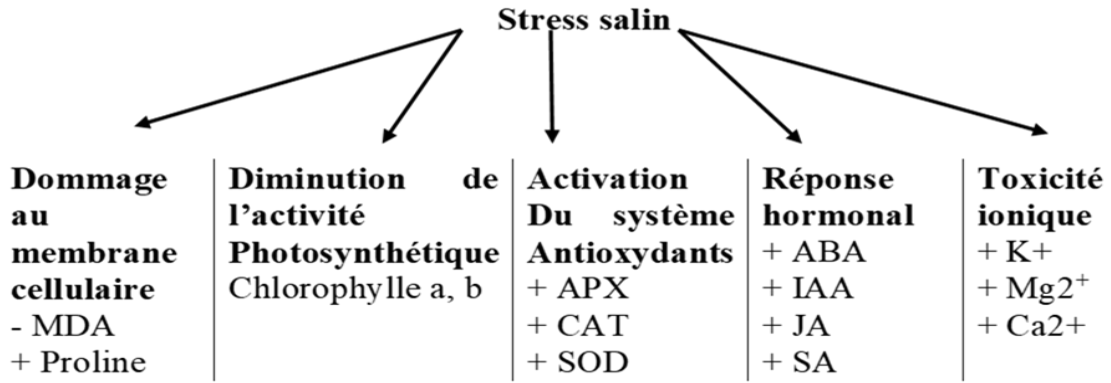


Figure 2.3 : Effet du stress salin chez la plante (Mahjoubi, 2018)

II.2.2. Vitesse d'influx des ions « type includer » :

Chez les plantes de type « includer », le sodium est piégé et accumulé dans les cellules des parties aériennes, plus particulièrement dans leurs vacuoles (Räsänen, 2002). Cependant, l'hypothèse la plus communément admise est que l'entrée de Na⁺ se fait contre son gradient électronique ; l'énergie nécessaire au transport de cet ion serait fournie par le gradient de protons engendré par la pompe à protons du tonoplaste. Levigerson, (1995), signalent que, la vacuole se chargerait ainsi en sodium grâce à l'action d'un antiporteur sodium-proton Na⁺/H⁺, lequel serait entretenu par le fonctionnement accéléré des pompes à proton Na⁺/H⁺. L'existence d'un système d'échange Na⁺/H⁺ est largement signalé. Il est alors admis que c'est la performance de stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces.

La concentration foliaire en éléments nutritifs chez *E. microtheca* avant et après le stress salin était semblable ce qui indique sa capacité de contrôle de l'absorption des sels ou la séquestration des ions toxiques dans les feuilles inférieures qui sont par la suite sénescence (Bell, 1999).

Tal et al., (1983) trouvent que les plantes inclusives associent la résistance à la salinité avec l'aptitude à transporter de grandes quantités de NaCl dans les feuilles. Il semble que ces comportements résultent d'une bonne compartimentation cellulaire du (Na⁺) ; ce qui explique la faible re-circulation de cet ion à travers le phloème.

II.3. Effet du stress salin sur la germination des graines

Le mécanisme de la tolérance à la salinité chez les graines est relativement mal compris, en particulier en comparaison avec la quantité d'information actuellement disponible sur la physiologie et la biochimie des végétaux de la tolérance à la salinité (**Rivero et al., 2014**).

Bien que, la salinité des sols constitue un facteur limitant en agriculture, car elle inhibe la germination et la croissance de la plantule (**Ben Madani et Belouadah, 2018**). Selon les mêmes auteurs, la présence de chlorure de sodium entraîne une augmentation de la durée du processus de la germination et retarde par conséquent la levée, car, les stress salin et osmotique sont responsables à la fois de l'inhibition ou un retard de germination et de la levée des graines.

D'autres travaux montrent que l'effet du stress salin sur la germination peut être attribué soit à un effet osmotique et/ou une toxicité des ions spécifiques à l'émergence de la radicule ou le développement des semis (**Huang et Redman, 1995**).

D'autres travaux signalent que seul le processus de germination, et non la capacité germinative, est altéré en milieu salé (**Almansouri et al., 2001 ; Khan et al., 2009**).

Le stress salin peut affecter le taux de germination de deux façons :

- en augmentant la pénétration d'ions qui peuvent s'accumuler dans les graines à des doses qui deviennent toxiques.

- en diminuant la vitesse d'entrée et la quantité d'eau absorbée par les graines ;

Chez l'*Atriplex halimus* L., la vitesse de germination est ralentie à partir de 9 g.l⁻¹ de NaCl; est d'avantage inhibée à des concentrations plus élevées, cette inhibition est de nature osmotique (**Khan et al., 2009**).

Cela pourrait expliquer le fait que les graines obtenues à partir de plantes cultivées dans des conditions salines peuvent être plus tolérantes à la salinité que ceux des conditions non salines, mais une telle augmentation de la tolérance n'a pas toujours été observée (**Bewley, 1997**).

Attalah et al., (2022) ; Allia et al., (2022) montrent que sept jours après la mise en germination des graines de quelques variétés du quinoa, les graines de génotypes tolérants au sel germent à plus de 75 % à des concentrations salines de 0,6 M de NaCl ($57 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$), ce qui indiquerait que le sel ne provoque pas la mort de l'embryon mais retarde les mécanismes biochimiques et physiologiques impliqués dans l'initiation de la germination. Pour la plupart des cultivars, la production est plus élevée dans des conditions modérément salines que dans des conditions non salines, ce qui fait du quinoa un halophyte facultatif (**Sanchez et al., 2003**).

II.4. Mécanismes de résistance des plantes au stress salin

a. Synthèse des solutés compatibles

La proline et la glycine bêtaïne sont rapportés pour fonctionner dans l'ajustement osmotique, le piégeage des radicaux libres et la protection des macromolécules cellulaires. D'autres solutés compatibles qui s'accumulent dans les plantes sous stress salin comprennent des glucides tels que les sucres (glucose, fructose, saccharose, fructanes) et de l'amidon (**Parida et al., 2002**).

b. Exclusion et inclusion d'ions

L'élimination du sodium de la compartimentation dans les vacuoles ou du cytoplasme est effectuée par un enzyme anti-sel Na^+ / H^+ inductible par le NaCl (**Apse et al., 2003**). **Hanana et al., (2009)**, ajoutent que, l'inclusion d'ions dans le cytoplasme peut conduire à un ajustement osmotique qui est généralement accepté comme une adaptation biochimique importante à la salinité

c. Modifications de la capacité photosynthétique

La régulation de la biosynthèse du métabolisme et de l'activité de la chlorophylle est primordiale pour les processus physiologiques. Cette régulation de la biosynthèse de la chlorophylle peut être une bonne stratégie de défense.

Depuis la biosynthèse de la chlorophylle est une ramification de la voie de l'acide mévalonique, voie importante du métabolisme secondaire, les voies de ce point clé (α -levulunate) sont probablement détournées vers la biosynthèse des osmolytes compatibles.

d. Contrôle de l'absorption ionique par les racines

Un degré plus élevé de tolérance au sel chez les plantes est associé à un système plus efficace pour l'absorption sélective de K^+ sur Na^+ (Noble et Rogers ; 1992),

e. Induction des hormones végétales

Grondin et al., (2015) montrent que Les effets inhibiteurs du NaCl sur la photosynthèse, la translocation des assimilés et la croissance se sont révélés être atténués par ABA qui agit sur la fermeture et l'ouverture des stomates.

Sous stress salin, l'augmentation de l'absorption de Ca^{++} est associée à l'élévation de l'ABA et contribue ainsi à l'entretien de l'intégrité membranaire, ce qui permet aux plantes de réguler le transport et l'absorption à des niveaux élevés de salinité externe à plus long terme (Chen et al., 2001). L'ABA provoque l'abscission des feuilles probablement en diminuant l'accumulation d'ions Cl^- toxiques dans les feuilles et réduit la libération de l'éthylène (Gomezcadenas et al., 2002).

f. Induction d'antioxydants

Les plantes possèdent des systèmes efficaces pour éliminer les espèces d'oxygène actif qui les protègent des réactions oxydatives destructrices. Ces mécanismes peuvent être divisés en deux catégories selon l'implication directe ou indirecte des enzymes (Sofa et al., 2004).

II.5. Tolérance du quinoa à la salinité :

La grande diversité génétique du quinoa l'a rendu possible d'adapter la culture à différents types de sols, en particulier les sols et les environnements conditions d'humidité extrêmement variables, altitude et la température. Cette rusticité et l'adaptabilité est un avantage majeur dans le contexte changement climatique et salinisation des terres agricoles dans le monde (**RUIZ et COLL., 2013**).

Les espèces économiquement importantes du genre *Chenopodium* sont :

C. quinoa ($2n = 36$) utilisé comme culture céréalière ;

C. pallidicaule ($2n = 18$), *C. berlandieri* subsp. *nuttalliae* ($2n = 36$) utilisé pour les céréales et les légumes ;

C. quinoa ($2n = 18, 36, 54$) principalement utilisé comme légume à feuilles et feuillage culture, bien que certains types de l'Himalaya sont également cultivés pour le grain. L'utilisation de graines de *Chenopodium* pour la consommation humaine n'est pas unique au Région andine :

C. berlandieri ssp. *nuttalliae*, une espèce semblable à *C. quinoa*, est largement consommé au Mexique pour ses feuilles tendres et ses inflorescences.

Dans l'Himalaya, en Inde, au Népal, au Bhoutan et en Chine, les agriculteurs sorte de chenopode (classé comme *C. quinoa*) à des altitudes de 1500 à 3000 m.

La zone la plus productive du quinoa dans le monde correspond à la région des salars de l'Altiplano sud de Bolivie, où les sols sont très salés, principalement de chlorure de sodium, ce qui indique que le quinoa tolère la présence de sel dans le sol.

Les principaux traits relatifs à la tolérance a la salinité rencontré chez le quinoa (**ADOLF et al., 2013**) :

- Une plus haute tolérance aux espèces réactives de l'oxygène (molécules de signalisation clés produites en réponse à un stress et déclenchant une variété de réponses de défense des plantes),
- Et un système de contrôle efficace du développement et de l'ouverture des stomates.
- Un contrôle efficace de l'accumulation de sodium dans le xylème (tissu vasculaire conduisant de l'eau et des nutriments dissous de la racine vers le sommet de la plante,

contribuant également à former l'élément ligneux dans la tige) et de la séquestration de sodium dans les vacuoles des feuilles,

- Une meilleure rétention du potassium,

Chapitre III

MATERIEL ET METHODES

MATERIEL ET METHODES

3.1.Objectif

Ce travail se propose d'évaluer quelques composantes biochimiques de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) cultivées en Algérie, suivi par une étude de comportement des plants (stade de croissance) de ces variétés issues des graines prétraitées par différents types de prétraitement en conditions de stress salin et d'analyser le seuil critique au-delà duquel l'espèce ne peut plus survivre.

3.2. Matériel végétale

Cet essai a porté sur deux variétés de quinoa, fournies par l'Institut Technique de Développement de l'Agriculture Saharienne (ITDAS) Ain Ben Naoui Biskra. Ces variétés sont Giza, et Q102 (Figure 3.1). D'origine : (USDA) Département de l'Agriculture des Etats-Unis. Le choix de cette espèce repose essentiellement sur ses réactions rapides aux changements du milieu, et sa rapidité de croissance.

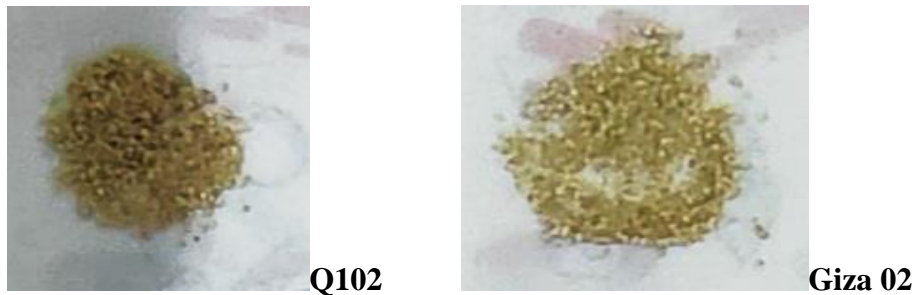


Figure 3.1 : Graines des variétés de quinoa étudiées (*Chenopodium quinoa* L.)

Les expériences sont réalisées selon deux méthodes distinctes.

Une première expérience a concerné une caractérisation biochimique des plants de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) effectuée au laboratoire d'amélioration des plantes au département des sciences Agronomique de la faculté des Sciences à l'université Mohamed Boudiaf - M'sila.

Une deuxième expérience a portée sur la germination des graines de deux variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) : **Q102**, et **Giza 02** dans des conditions de combinaison prétraitement (T ; eau distillée (redeshydratation), Kcl, MgSO₄) et stress salin (200mM) réalisée dans une parcelle située au département des sciences agronomiques à l'université de Mohammed Boudiaf, M'sila.

3.3. Première partie : caractérisation biochimique de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.) cultivée dans la région de M'sila

3.3.1. Matériel végétale

Les graines de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) sont utilisées comme matériel végétal dans cette étude.

3.3.2. Echantillonnage et paramètres mesurés

La variabilité morphologique est conditionnée par le choix des caractères qualitatifs ou quantitatif. Leur nombre et leur nature posent un certain nombre de questions auxquelles seul le sélectionneur, confronté à des objectifs septiques peut répondre (**Pernes, 1984**). La variabilité phénotypique des variétés du quinoa a été documentée et suivie du semis jusqu'au stade de récolte par des mesures quantitatives et des observations qualitatives sur différentes parties des plantes. Les caractères qui font l'objet de notre étude sont ceux trouvés dans les principaux directeurs pour la conduite de l'examen de la distinction, de l'homogénéité et de la stabilité des caractères du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et admis par l'UPOV (Union internationale pour la Protection des Obtentions Végétales) (**Tableau 3.1**). Dans notre étude, la caractérisation s'est basée sur **08** caractères morphologiques des graines (**Tableau 3.1**)

3.3.3. Les paramètres étudiés

Les paramètres étudiés au cours de ce travail sont :

3.3.3.1 Teneur en proline

La proline est dosée par la méthode de **Troll et Lindsley (1954)**, simplifiée et mise au point par **Drier et Goring (1974)**. Cette méthode se base sur la coloration rouge produite par l'interaction de la proline avec de la ninhydrine dans un tampon acide.

Extraction

100mg de matériel végétal, est prélevé puis mis dans de tube à essai auquel on ajoute 2ml de méthanol à 40%, le tout est ensuite porté au bain marie à 85 °C pendant une heure
Les extraits peuvent être conservés dans les piluliers en plastique au congélateur.

3.3.3.2. Teneur en sucres solubles

Les sucres solubles sont dosés par la méthode de **Dreywood (1946)** modifiée par **Shiends et Burnett (1960)** ; le principe de la réaction est basé sur la coloration des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique, qui très concentré, transforme à chaud les glucides en dérivés sulfuriques se colorant en Bleu-vert avec l'authrone.

100 mg de la matière fraîche sont placés dans un tube à essai ajouter 3ml d'éthanol à 80% et laisser l'extrait 48h à une température ambiante.

3.3.3.3. Teneur en polyphénol

Le polyphénol est dosé par la méthode de (**Romani et al., 2006**)
Dans une fiole, introduire 10 à 30 g de la poudre du quinoa ;
Ajouter 100 ml du solvant (eau, éthanol 70 %, acétone 70 % et méthanol 70 %) ;
Laisser le mélange en contacte durant 2,5 h à température ambiante ;
Filtrer le mélange par un tissu ;
Réextraire les résidus une deuxième fois de la même manière précédente ;
Centrifuger le filtrat 20 min à 4000 t/min à température ambiante ;
Filtrer sur papier whatman N° 1 ;
Conserver le filtrat à 4 °C jusqu'à utilisation.

Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est calculé par la formule suivante : (vous pouvez le maîtriser sans référence, c'est commun) (Falleh et al., 2008).

$$R (\%) = \frac{MR_{ext}}{MR_{éch}} \times 100$$

Où :

R : le rendement en % ; MR_{ext} : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg ; MR_{éch} : la masse sèche de l'échantillon en mg.

3.3.3.4. Teneur en saponine

La teneur en saponine de la graine est mesurée à l'aide d'un test de moussage. L'essai doit porter sur des plantes réparties en trois répétitions au moins. Méthode afrosimétrique type (Koziol, 1991).

1. Placer 0,5 g (+/- 0,2 g) de graines de quinoa dans un tube à essai (160x16 mm)
2. Ajouter 5 ml d'eau distillée et boucher le tube à essai.
3. Agiter vigoureusement le tube à essai (4 secousses par seconde) pendant 30 secondes avec des mouvements de haut en bas.
4. Laisser reposer le tube à essai pendant 30 minutes.
5. Renouveler les opérations 3 et 4.
6. Après la deuxième période de repos, agiter de nouveau le tube à essai pendant 30 secondes, secouer une dernière fois vers le bas comme un thermomètre.
7. Laisser reposer pendant 5 minutes.
8. Mesurer la hauteur de la mousse à l'aide d'une règle à + ou - 0,1 cm. (Koziol, 1991).

Graine : saponine nulle ou faible	moyenne	élevée
Hauteur de la mousse	< 1 cm	1 cm - 5 cm >5cm

3.3.3.5. Teneur en Chlorophylle

La teneur en chlorophylle a été déterminée par la méthode de Mackiney (1941). Il s'agit de broyer 100mg fraîche de matière fraîche en présence d'acétone 80% après filtration on mesure la densité optique aux valeurs d'absorption spécifiques 663nm et 645nm.

Les quantités en mg/100mg de matière fraîche des chlorophylles a et b sont déterminés par les formules suivantes :

$$\text{Ch a} = 12\text{DO } 633 - 2.67\text{DO } 645$$

$$\text{Ch b} = 22.5 \text{DO } 645 - 4.68\text{DO } 663$$

3.4.4. Analyse statistique :

Le traitement des données obtenues s'est fait à l'aide du logiciel Stat Box et a porté sur l'analyse de la variance entre les différentes moyennes. Lorsqu'une différence significative a été observée, le test statistique de Newman-Keuls, au seuil de 5%, a été utilisé pour la comparaison des moyennes.

3.5. Deuxième partie : Effet de différents types de prétraitement en condition de stress salin sur quelques paramètres morphologiques des plants de deux variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* L.)

3.5.1. Protocole expérimentale

3.5.1.1. Trempage des graines de deux variétés du quinoa dans différents types de prétraitement

Les graines de 2 variétés du quinoa (Giza et Q102) sont utilisées comme matériel végétal dans cette étude.

Les graines sont traitées à l'eau de javel à 0,5% pendant 3 min, lavées abondamment à l'eau, puis rincées à l'eau distillée afin éliminer toute trace de l'eau de javel. De chaque variété, 10 g de graines sont trempés dans les différentes solutions d'amorçage. Pour l'efficacité du traitement, l'imbibition se fait à 26° C dans des boîtes de Pétri tapissés de deux couches de papier filtre contenant environ 100 ml des différents types de pré traitements. Dans un cas, aucun traitement avant la mise en germination (pas de prétraitement), dans les autres cas, nous avons ajouté 100 ml de l'eau distillée (une simple redéshydratation), 100 ml de Kcl, et 100 ml de MgSO₄ (Figure 3.2). Les boîtes sont mises dans un incubateur réglé à une température de 26°C pendant une durée de 12 heures. Ensuite retirées et rincées à l'eau distillée et déshydratées (séchées sur papier filtre stérile à 25°C) jusqu'à ce que les graines reprennent leur poids initial c'est-à-dire le taux l'humidité qu'elles avaient avant le trempage.



Figure 3.2 : Prétraitement (amorçage) des graines de deux variétés du quinoa par les différents types de prétraitement

3.5.1.2. Prétraitements utilisés

Dans notre expérimentation, nous avons divisé les graines du quinoa en quatre lots de semences. Le premier lot T0 (pas de prétraitement) n'ayant subi aucun traitement, le deuxième lot imbibé par l'eau distillée (redésydratation) pendant 12heures, le troisième lot ayant trempée dans le Kcl 2% pendant 12heures. Le dernier lot de semence imbibé dans le MgSO4 2% pendant 12h.

Redésydratation

Les graines de chaque variété ont subi une simple redésydratation qui consiste à imbiber dans de l'eau distillée pendant 12h.

Kcl 2%/12 heures

- Peser 2 g de Kcl à l'aide d'une balance de précision
- Ajouter 100 ml d'eau distillée
- Agiter à l'aide d'un agitateur magnétique
- Compléter a 1 litre avec l'eau distillée

MgSO4 2%/12heures

- Peser 2 g de MgSO4 à l'aide d'une balance de précision
- Ajouter 100 ml d'eau distillée
- Agiter à l'aide d'un agitateur magnétique
- Compléter a 1 litre avec l'eau distillée



Figure 3.3 : Imbibition des graines de deux variétés du quinoa dans les différents types de prétraitement (amorçage)

3.5.1.3. Semis les graines prétraitées dans des conditions de stress salin

Les graines prétraitées et séchées sont mises en germination sous serre dans des sachets de 25 cm x 25 cm contenant un mélange de tourbe et du sable en 1 :1 (v/v). Les graines ont été soumises au stress salin pendant 60 jours suivant un dispositif complètement aléatoire.

3.5.2. Les paramètres étudiés

La germination des graines de deux variétés du quinoa ‘Giza et Q102’ est suivie quotidiennement durant 60 jours en dénombrant le nombre des feuilles par plant ; longueur des plants et des racines ; poids des plants et des racines. En vue de comparer le comportement des deux variétés issues des graines prétraitées en condition de stress salin, différents paramètres ont été calculés.

Les paramètres étudiés au cours de ce travail sont :

3.5.2.1. Longueur des plants : a été mesurée à l’aide d’une règle graduée, et ce pour évaluer la croissance de la plante vis-à-vis du stress salin.

3.5.2.2. Longueur des racines : Les racines ont été évaluées à l'aide d'une règle, et ce pour évaluer la croissance de la plante vis-à-vis l'effet de prétraitement en conditions du stress salin.

3.5.2.3. Poids des plants : Les plants ont été pesés avec une balance de précision pour avoir le poids frais racinaire.

3.5.2.4. Poids des racines : les racines ont été pesées avec une balance de précision pour avoir le poids frais racinaire.

3.5.3. Dispositif expérimentale

Le dispositif expérimental adopté au cours de notre expérimentation est une randomisation totale à deux facteurs étudiés qui sont : facteur variétés avec deux variantes (Giza, et Q102), et facteur prétraitement avec 4 niveaux (T= pas de prétraitement, eau distillée, KCl et MgSO₄). Chaque essai porte sur 30 graines, soit 3 répétitions et chaque répétition comprend 10 graines.

3.5.4. Analyses statistiques

Les résultats obtenus sont soumis à l'analyse de la variance à deux facteurs (F1 variétés X F2 doses de NaCl), et les moyennes sont comparées selon le test de Newman-Keuls, basée sur la plus petite différence significative. Chaque moyenne est affectée d'une lettre, les moyennes suivies d'une même lettre n'étant pas significativement différentes.

Chapitre IV

**RESULTATS ET
DISCUSSION**

4.1 Première partie caractéristiques biochimiques de quelques variétés de quinoa cultivée dans la région de M'sila :

4.1.1 Teneur en proline :

D'après l'analyse de la variance les résultats montrent une différence très hautement significatifs (Tableau 1, Annex).

Le test Newman-Keuls classe la variété Q102 dans le premier groupe et la variété Giza 02 dans le groupe homogène B (Tableau 4.1; Figure 4.1) et cela pour la proline dans la graine, dans les feuilles, par contre la variété GIZA 02 présente le Groupe homogène A ($1.89\mu\text{g}/0.1\text{g MS}$).

Tableau 4.1: Teneur en proline des différentes variétés étudiées.

Proline	Variété	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Grains	Q102	1.7±0	A	0.0175	**
	Giza 02	1.69±0.01	B		
Feuilles	Q102	5.29±0.01	A	0.00004	***
	Giza 02	3.44±0	B		
Tige	Giza 02	1.89±0.01	A	0.00008	***
	Q102	1.39±0	B		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

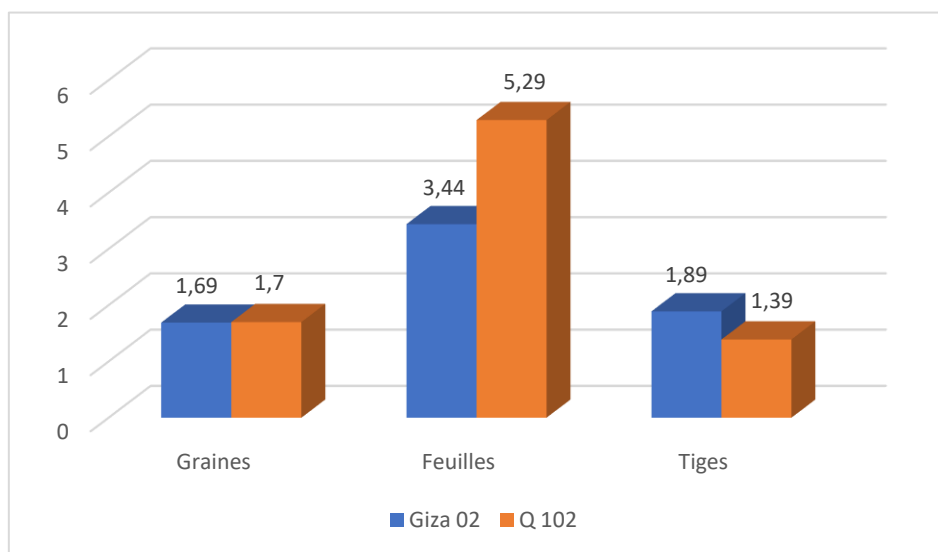


Figure4.1 : Teneur en proline des différentes variétés étudiées.

4.1.2 Teneur en sucre :

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative (Tableau 2, Annex).

La comparaison des moyennes montre que la variété GIZA 02 présente la valeur la plus élevée pour les sucres dans les graines avec une valeur de 80.05µg/0.1g MS (Tableau 4.2 ; Figure 4.2). En revanche la variété Q102 montre les valeurs les plus élevée concernant les sucres dans les feuilles et dans les tiges.

Tableau 4.2: Teneur en sucre des différentes variétés étudiées.

Sucre	Variété	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Graines	Giza 02	80.05±0.35	A	0.00061	***
	Q102	77.21±0.07	B		
Feuilles	Q102	88.02±0.11	A	0.00005	***
	Giza 02	69.88±0.15	B		
Tiges	Q102	9.51±0	A	0.00005	***
	Giza 02	8.76±0.01	B		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

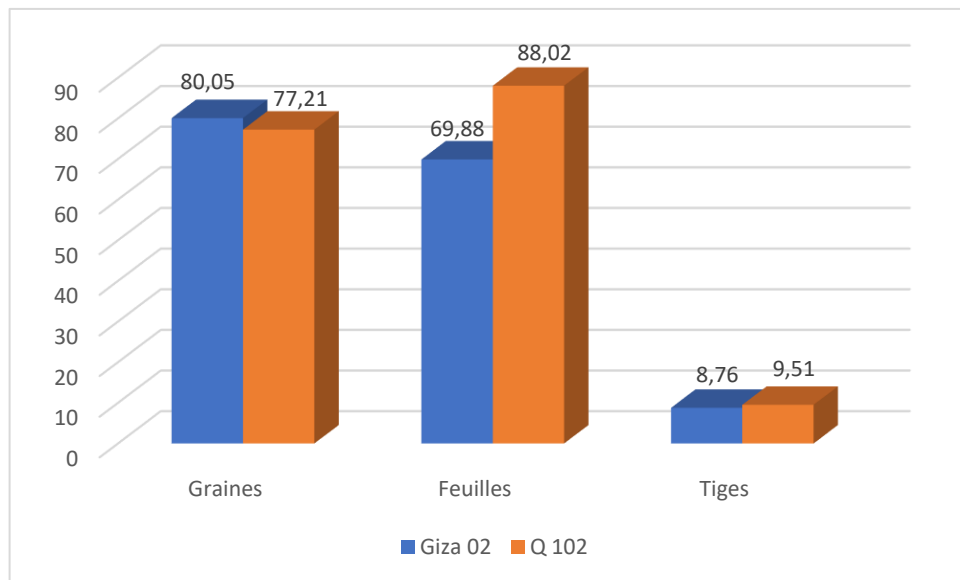


Figure4.2 : Teneur en sucre des différentes variétés étudiées.

4.1.3 Teneur en Phénol :

En comparant les résultats (Tableau 3, Annex), il est clair que la concentration de phénol varie selon les parties de la plante. Les feuilles et les tiges présentent des concentrations de phénol plus élevées que les graines. De plus, il y a une différence statistiquement significative dans la concentration de phénol entre les variétés Q102 et GIZA 02 dans les feuilles et les tiges, mais pas dans les graines.

En comparant les deux variétés, il est évident qu'il y a des différences significatives dans la concentration de phénol entre Q102 et GIZA 02 dans les feuilles et les tiges (Tableau 4.3 ; Figure 4.3). Cependant, aucune différence significative n'a été observée dans la concentration de phénol des graines. Cela indique que les variétés peuvent avoir des profils distincts de production de phénol dans différentes parties de la plante,

Tableau 4.3: Teneur en Phénol des différentes variétés étudiées.

Phénol	Variété	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	signif
Graines	Q102	5.56±0	A	0.00009	***
	Giza 02	5.29±0.01	B		
Feuilles	Q102	18.65±0.06	A	0.00016	***
	Giza 02	17.02±0.07	B		
Tiges	Q102	13.72±0.02	A	0.00006	***
	Giza 02	10.55±0.04	B		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

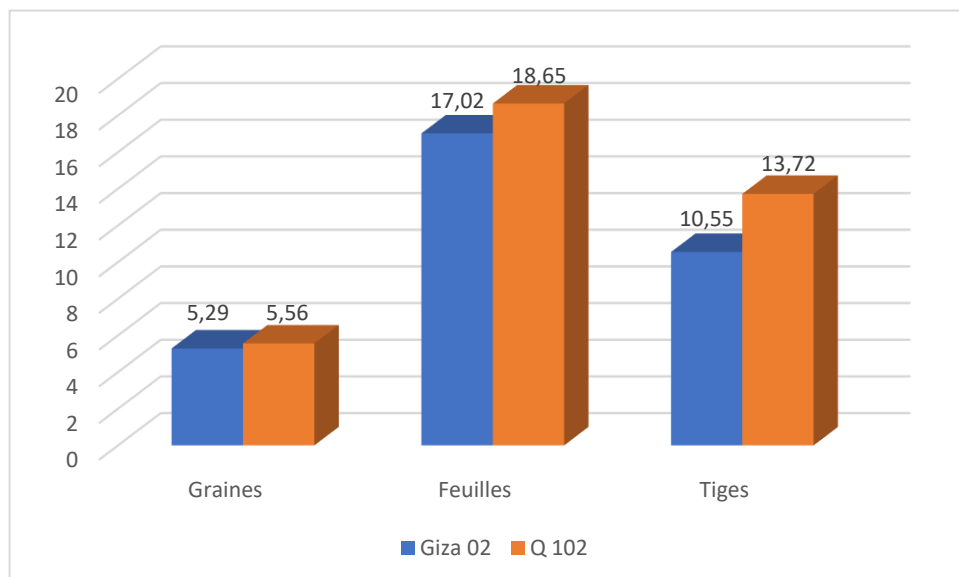


Figure 4.3: Teneur en Phénol des différentes variétés étudiées.

4.1.4 Tenure en saponine :

En comparant les variétés Q102 et GIZA 02 en termes de concentration en saponine, voici les observations basées sur les données fournies (Tableau 4, Annex) :

Q102 présente une moyenne de concentration en saponine de 3 et Giza 02 présente une moyenne de concentration en saponine de 0.8.

La différence de concentration en saponine entre Q102 et GIZA 02 est statistiquement significative (**) avec une probabilité de signification de 0.03269.

Ces résultats indiquent que la variété Q102 présente une concentration en saponine significativement plus élevée que la variété GIZA 02. La différence observée est statistiquement significative, ce qui suggère une variation génétique ou environnementale entre les deux variétés en termes de production de saponine (Tableau 4.4 ; Figure 4.4).

Dans le cas de Q102, la plage de concentration en saponine peut varier de 2 à 4, tandis que pour GIZA 02, la plage de concentration en saponine peut varier de 0.18 à 1.42. Cela montre que la variabilité dans la concentration de saponine est plus élevée dans la variété Q102 par rapport à GIZA 02.

Tableau 4.4: Teneur en saponine des différentes variétés étudiées.

Saponine	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q102	3±1	A	0.03269	**
GIZA 02	0.8±0.62	B		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

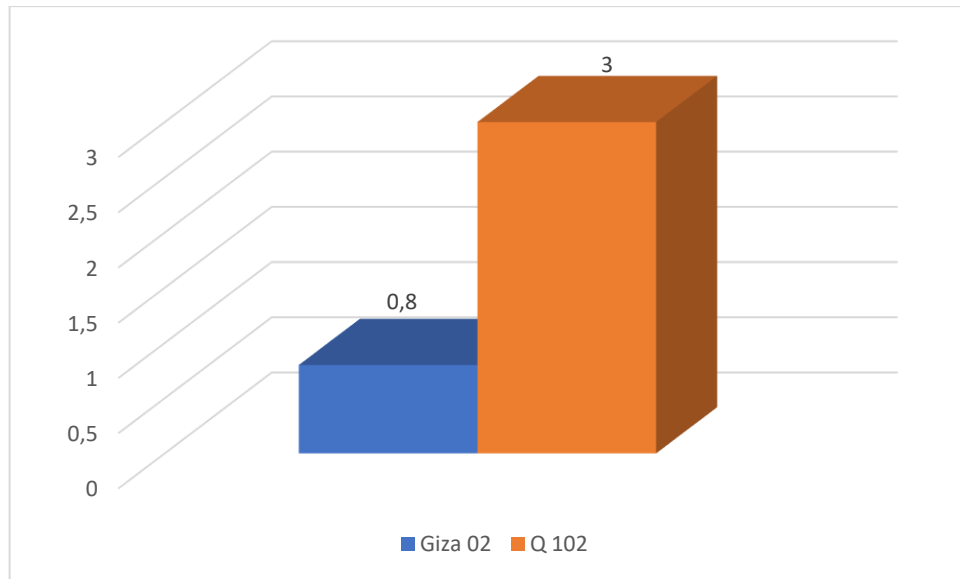


Figure4.4 : Teneur en saponine des différentes variétés étudiées.

Discussion

La caractérisation morphologique et biochimiques est une des étapes importantes dans la classification de la variabilité des plantes cultivées (**Manzano et al., 2001 ; Hadj kouider et al., 2017 ; Lallouche et al., 2020**). En effet, tout programme d'amélioration et de sélection s'appuie nécessairement sur la diversité du germplasm (Smith et al., 1991). Elle permet de mettre à la disposition des sélectionneurs et des améliorateurs des informations nécessaires pour leurs travaux de sélection et d'amélioration (**Fraleigh, 1987**). Dans ce contexte les graines de deux variétés semis dans la station expérimentale au département d'agronomie de l'université de M'sila a été étudiée en utilisant des paramètres morphologiques et biochimiques.

Dans la présente étude, l'analyse de la variabilité morphologique et biochimiques des organes de deux variétés du quinoa (Giza 02 et Q102) sa permet d'apprécier la variabilité intra-spécifique, d'estimer les distances morphologiques et biochimiques entre ces deux variétés du quinoa.

Les saponines sont perçues comme amères, ce qui réduit les caractéristiques organoleptiques et la palatabilité de tous les produits riches en eux (**Bazile et Tania, 2013**).

Les résultats préliminaires obtenus sur la caractérisation morphologique et biochimiques des deux variétés du quinoa montrent clairement que ces variétés analysées présentant une variation pour l'ensemble des caractères étudiés, teneur en proline, en sucres et en polyphénol. Cette variabilité génétique observée entre les variétés constitue un atout pour les travaux d'amélioration et de sélection.

4.2. Deuxième Partie : Effet du stress salin sur la germination et le développement des plants de quinoa

4.1.1 Tenure en Chlorophylle :

Chlorophylle A :

En analysant le tableau fourni pour la concentration en chlorophylle A, nous pouvons tirer les conclusions suivantes (Tableau 5, Annex) :

Comparaison entre Q102 et GIZA 02 : Dans l'ensemble, il n'y a pas de différence significative dans la concentration de chlorophylle A entre la variété Q102 et GIZA 02. Les deux variétés présentent des moyennes similaires dans toutes les conditions testées (Mg, pH, T, Kcl). Les groupes homogènes et les probabilités de signification de chaque condition montrent que les concentrations de chlorophylle A ne diffèrent pas statistiquement entre les variétés dans ces conditions.

Effets des différentes conditions : Les résultats indiquent des variations significatives de la concentration de chlorophylle A selon les différentes conditions étudiées. Par exemple, la concentration de chlorophylle A diffère significativement entre les conditions de Q102 Mg et les autres conditions, avec une concentration plus élevée dans Q102 Mg. Cependant, il n'y a pas de différence significative entre les autres conditions pour Q102 (Tableau 4.5 ; Figure 4.5).

En résumé, il n'y a pas de différence significative dans la concentration de chlorophylle A entre les variétés Q102 et GIZA 02, mais des variations significatives sont observées en fonction des différentes conditions étudiées. Ces résultats soulignent l'importance de prendre en compte les conditions environnementales dans l'étude de la concentration en chlorophylle A.

Tableau 4.5: Teneur en chlorophylle A des différentes variétés étudiées.

Chlorophylle A	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 Mg	16.57±0	A	0	***
Q 102 pH	13.88±0	B		
Q 102 T	12.08±0.01	C		
Q Giza 02 Mg	5.68±0.01	D		
Q Giza 02 pH	5.19±0.01	E		
Q Giza 02 T	3.96±0	F		
Q Giza 02 Kcl	3.68±0	G		
Q 102 Kcl	0±0	H		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns) ; Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤0.01 hautement significatif (**); Proba ≤0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

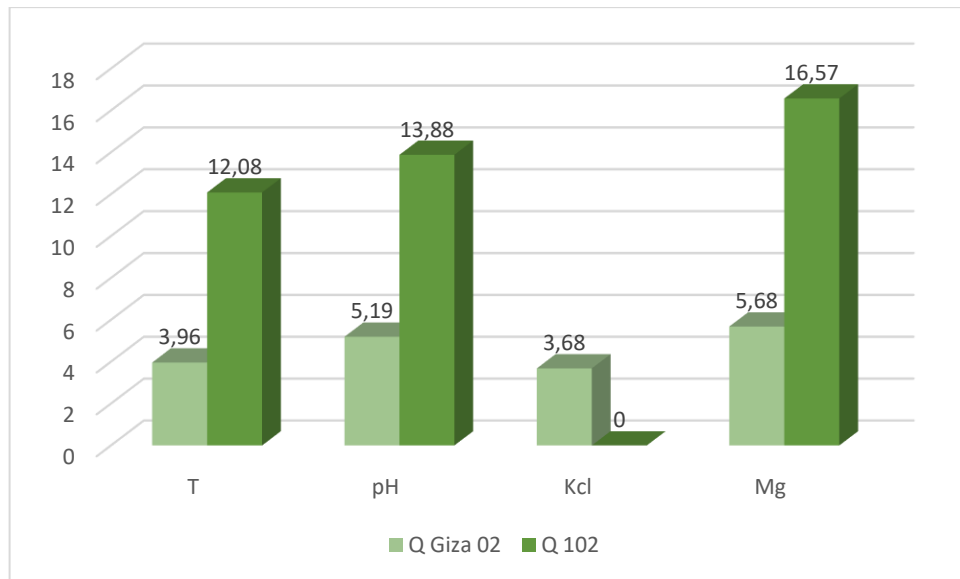


Figure 4.5: Teneur en chlorophylle A des différentes variétés étudiées.

Chlorophylle B :

Dans le tableau de concentration de chlorophylle B fourni, voici une discussion et une comparaison entre les deux variétés, Q102 et Giza 02 (Tableau 5, Annex) :

Comparaison de Q102 et Giza 02 : Les résultats ont montré qu'il y avait une différence significative dans la concentration de chlorophylle B entre les variétés Q102 et Giza 02 dans différentes conditions. La variété Q102 a montré des concentrations plus élevées de chlorophylle B dans toutes les conditions étudiées (pH, T, Mg, Kcl) par rapport à Giza 02. Des groupes homogènes et des probabilités de signification attribuées à chaque condition ont confirmé ces différences significatives. Effet des différentes conditions : Les résultats ont montré que la concentration en chlorophylle B variait selon les conditions étudiées. Par exemple, la concentration de chlorophylle B était significativement différente entre la condition de pH Q102 et les autres conditions, où la concentration de pH Q102 était plus élevée. De plus, les concentrations de Q102 T et Q102 Mg étaient significativement plus élevées que celles de Giza 02 dans les mêmes conditions (Tableau 4.6 ; Figure 4.6).

En conclusion, les résultats ont montré que la concentration en chlorophylle B de la variété Q102 était significativement plus élevée que celle de la variété Giza 02. De plus, les différentes conditions étudiées ont également eu un effet significatif sur la concentration en chlorophylle B. Ces résultats mettent en évidence l'adoption à la fois des espèces et des conditions environnementales dans les études sur les concentrations de chlorophylle B.

Tableau 4.6: Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées.

Chlorophylle B	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 PH	5.6±0	A	0	***
Q 102 T	4.87±0.01	B		
Q Giza 02 Mg	2.04±0.01	C		
Q Giza 02 Kcl	2.02±0.01	D		
Q Giza 02 pH	1.98±0.01	E		
Q Giza 02 T	1.21±0	F		
Q 102 Kcl	0±0	G		
Q 102 Mg	1.87±0.02	H		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns) ; Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤0.01 hautement significatif (**); Proba ≤0.001 très hautement significatif (***) . Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

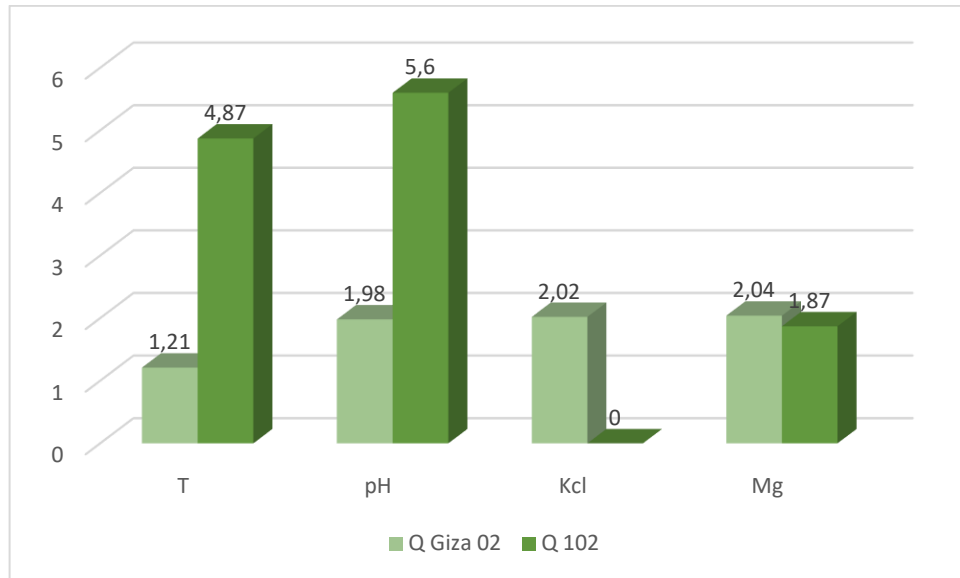


Figure 4.6: Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées.

Chlorophylle T :

Les résultats (Tableau 5, Annex), pour la concentration de chlorophylle T indiquent des différences hautement significatives entre les variétés Q102 et Giza 02 dans différentes conditions. La variété Q102 présente une concentration moyenne de 19.48 ± 0.01 , qui est significativement plus élevée que toutes les autres variétés étudiées, avec des valeurs de probabilité de $p < 0.001$. Ces résultats démontrent de manière convaincante que la variété Q102 présente une concentration significativement plus élevée de chlorophylle T par rapport à la variété Giza 02 dans les conditions spécifiées (Tableau 4.7 ; Figure 4.7).

En conclusion, les résultats indiquent clairement que la variété Q102 présente une concentration de chlorophylle T nettement supérieure à celle de la variété Giza 02. Ces résultats revêtent une importance significative pour la compréhension de la physiologie et de la performance des plantes dans des contextes spécifiques.

Tableau 4.7: Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées.

Chlorophylle T	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 pH	19.48±0.01	A	0	***
Q 102 T	16.69±0.01	B		
Q 102 Mg	14.7±0.02	C		
Q Giza 02 Mg	7.72±0.01	D		
Q Giza 02 pH	7.18±0	E		
Q Giza 02 Kcl	5.71±0	F		
Q Giza 02 T	5.17±0.01	G		
Q 102 Kcl	0±0	H		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

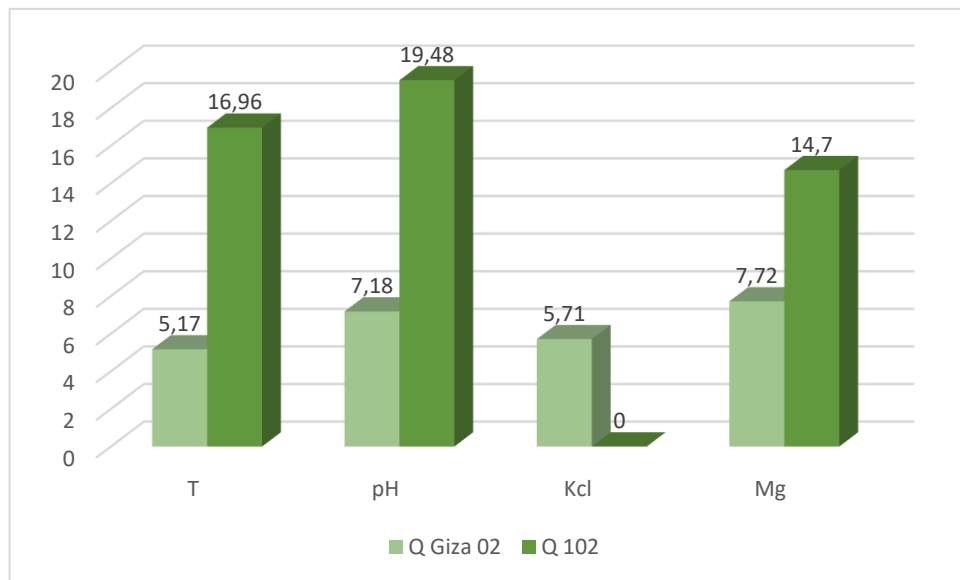


Figure 4.7: Teneur en chlorophylle T des différentes variétés étudiées.

4.2.2. Longueur des plants :

Le tableau présente les moyennes de longueur des plants pour les variétés Q102 et Giza dans différentes conditions (T, pH, Mg, KCl), ainsi que les groupes homogènes, les probabilités et les significativités associées (Tableau 6, Annex).

Les comparaisons entre les deux variétés révèlent ce qui suit, Aucune différence significative n'est observée dans les conditions T (témoin) et pH, Dans les conditions Mg, la variété Giza affiche une longueur moyenne significativement plus élevée que la variété Q102 (p 0.00001), Dans les conditions KCl, la variété Giza présente une longueur moyenne significativement plus faible que la variété Q102 (p < 0.00001). Globalement, la variété Giza montre de meilleures performances en termes de longueur moyenne des plants par rapport à la variété Q102, en particulier dans les conditions Mg. (Tableau 4.8 ; Figure 4.8).

Tableau 4.8 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur la longueur des plants des différentes variétés étudiées.

Longueur des Plants(cm)	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q Giza Mg	38±2	A	0	***
Q 102 pH	33.33±0.58	AB		
Q Giza T	33±1	AB		
Q Giza pH	33±0	AB		
Q 102 Mg	32.33±8.33	AB		
Q 102 T	30.33±0.58	AB		
Q Giza Kcl	28.33±4.16	B		
Q 102 Kcl	0±0	C		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns) ; Proba ≤ 0.05 significatif (*) ; Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

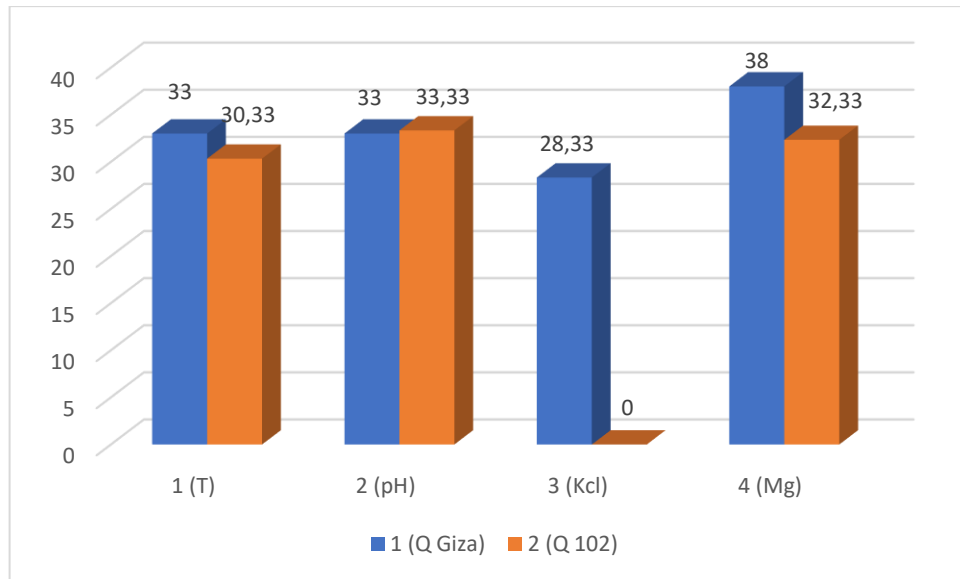


Figure 4.8 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur la longueur des plants des différentes variétés étudiées.

4.2.3. Nombre des feuilles :

En analysant les données (Tableau 8, Annex), et En comparant les deux variétés, il est clair que la variété Q102 présente un nombre moyen de feuilles significativement plus élevé que la variété Giza dans les conditions pH et Mg. Les comparaisons entre les deux variétés révèlent qu'il n'y a pas de différence significative en termes du nombre moyen de feuilles dans les conditions T (témoin) et KCl. Ces résultats indiquent que la variété Q102 a un potentiel supérieur pour produire davantage de feuilles par rapport à la variété Giza, en particulier dans des conditions de pH et de Mg. Cependant, il est important de noter que la variété Giza présente un nombre moyen de feuilles très hautement significativement plus élevé que zéro dans les conditions KCl, contrairement à la variété Q102 qui ne produit pas de feuilles dans cette condition (Tableau 4.9 ; Figure 4.9).

Tableau 4.9 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le nombre feuilles des différentes variétés étudiées

Nombre feuilles	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 pH	49±5.57	A	0.00004	***
Q Giza T	45±4	AB		
Q Giza pH	44.3±0.58	AB		
Q 102 T	40.33±1.53	AB		
Q Giza Kcl	35±5.57	AB		
Q 102 Mg	33.33±12.06	AB		
Q Giza Mg	30.67±3.51	B		
Q 102 Kcl	0±0	C		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns) ; Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

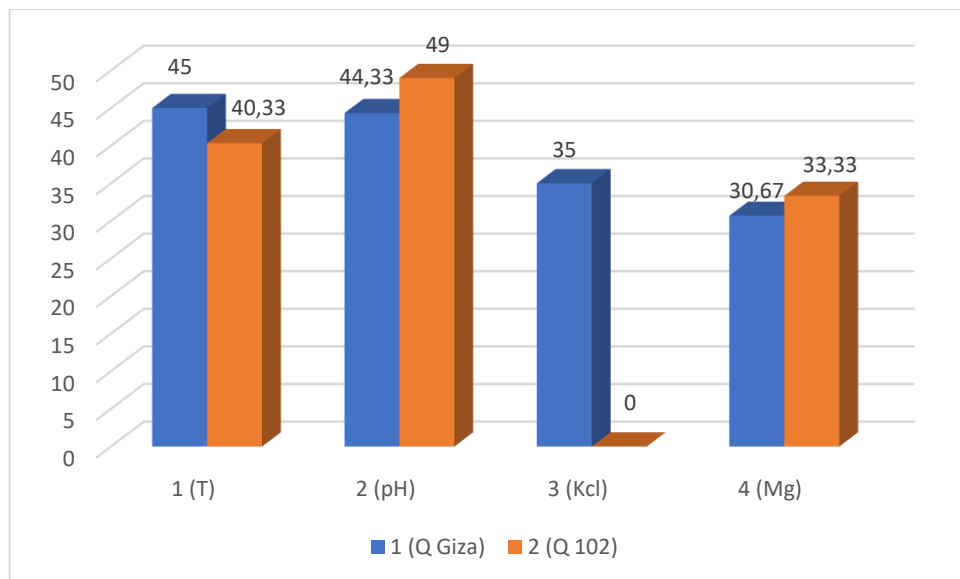


Figure 4.9 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le nombre feuilles des différentes variétés étudiées

4.2.4. Poids des racines :

Le tableau présente les moyennes de poids des racines pour les variétés Q102 et Giza dans différentes conditions expérimentales (pH, Mg, T, KCl), ainsi que les groupes homogènes, les probabilités et les significativités correspondantes. En analysant ces données, nous pouvons conclure que (Tableau 6, Annex) :

Dans les conditions pH, la variété Q102 présente un poids moyen des racines significativement plus élevé que la variété Giza. Les conditions Mg, la variété Giza a un poids moyen des racines significativement plus élevé que la variété Q102. Les conditions T (témoin), la variété Giza a un poids moyen des racines significativement plus élevé que la variété Q102.

En résumé, les variétés Q102 et Giza montrent des différences significatives en termes de poids moyen des racines dans les conditions pH, Mg, T et KCl. Ces résultats soulignent l'importance des conditions expérimentales dans le développement des racines des deux variétés (Tableau 4.10 ; Figure 4.10).

Tableau 4.10 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le poids racine des différentes variétés étudiées

Poids racine	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 pH	0.36±2	A	0.02507	*
Q 102 Mg	0.1±0.58	AB		
Q Giza T	0.31±0.01	ABC		
Q Giza pH	0.3±0.01	ABC		
Q Giza Mg	0.27±0.06	ABC		
Q 102 T	0.23±0.03	ABC		
Q Giza Kcl	0.2±0	BC		
Q 102 Kcl	0±0	C		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

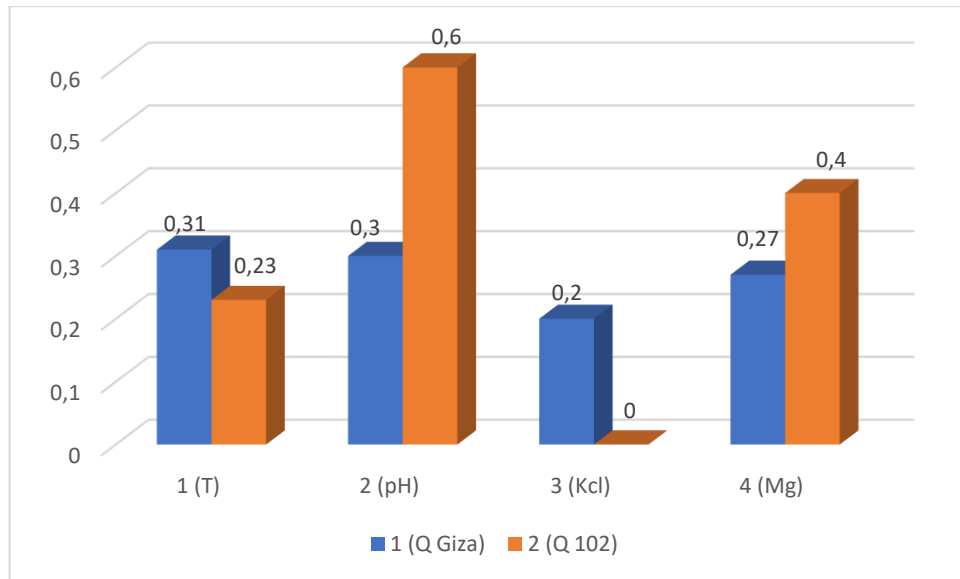


Figure 4.10 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le poids racine des différentes variétés étudiées

4.2.5. Longueur des racines :

Le résultat présente les moyennes de longueur des racines pour les variétés Q102 et Giza dans différentes conditions expérimentales (Mg, T, KCl, pH). En analysant les données (Tableau 7, Annex), il est observé que la variété Q102 présente une longueur moyenne des racines significativement plus élevée que la variété Giza dans les conditions Mg. Cependant, aucune différence significative n'est observée entre les deux variétés dans les conditions T, KCl et pH. Ainsi, la variété Q102 semble avoir un avantage en termes de longueur des racines dans certaines conditions, mais cela dépend du facteur expérimental spécifique (Tableau 4.11 ; Figure 4.11).

Tableau 4.11 : : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur La longueur racine des différentes variétés étudiées.

Longueur racine	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 Mg	17.5±2.18	A	0	***
Q Giza Mg	15.83±3.21	AB		
Q 102 T	15.81±0.27	AB		
Q Giza T	15±0.3	AB		
Q Giza Kcl	14.8±3.62	AB		
Q Giza pH	13.5±0.1	AB		
Q 102 pH	11.01±0.5	B		
Q 102 Kcl	0±0	C		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

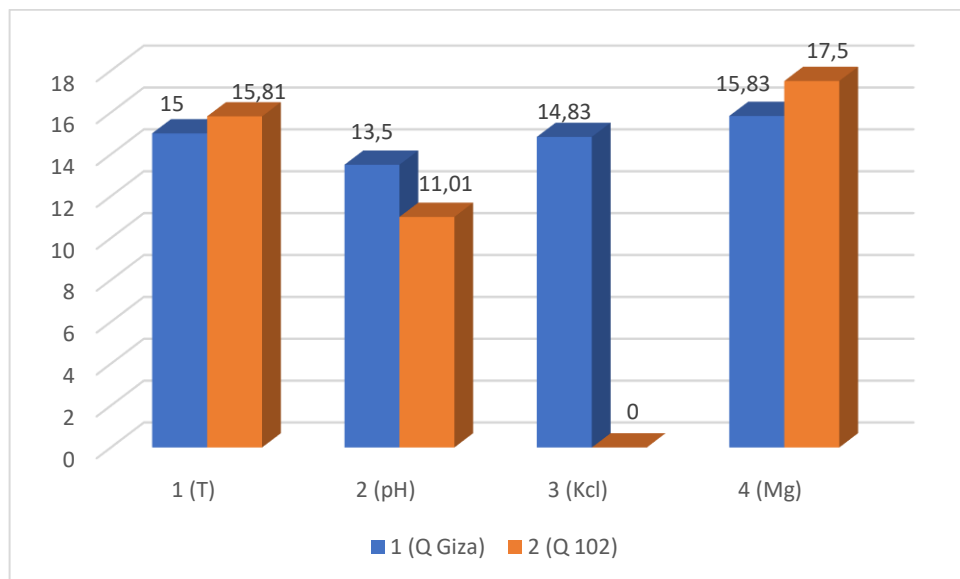


Figure 4.11 : Effet de l'interaction variétés, amorçages sur La longueur racine des différentes variétés étudiées.

4.2.6. Poids frais des plants :

Le tableau présente les moyennes de poids frais des plants pour les variétés Q102 et Giza dans différentes conditions expérimentales (T, pH, Mg, KCl). Les résultats indiquent

des différences significatives entre les deux variétés (Tableau 8, Annex). Dans les conditions T (témoin) et pH, la variété Q102 a un poids frais moyen des plants supérieurs à celui de Giza. En revanche, dans les conditions Mg, la variété Giza présente un poids frais moyen des plants plus élevé que Q102. Dans les conditions KCl, Giza a un poids frais moyen des plants supérieurs à zéro, tandis que Q102 présente un poids frais moyen des plants nul. En conclusion, ces résultats suggèrent que les variétés Q102 et Giza diffèrent significativement en termes de poids frais moyen des plants, avec des variations selon les différentes conditions expérimentales (Tableau 4.12 ; Figure 4.12).

Tableau 4.12: Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le poids frais plants des différentes variétés étudiées.

Poids frais des plants	MOYENNES±ECARTS-TYPE	GROUPE HOMOGENE	PROBA	Signif
Q 102 T	7.34±0.33	A	0.00967	**
Q 102 pH	6.85±2.85	AB		
Q Giza T	5.5±0.21	AB		
Q Giza pH	5.07±1.01	AB		
Q Giza Mg	3.1±1.11	ABC		
Q Giza Kcl	2.93±0.81	ABC		
Q 102 Mg	2±1	BCD		
Q 102 Kcl	0±0	D		

Proba. >0.05 ne sont pas significatifs (ns); Proba ≤ 0.05 significatif (*); Proba ≤ 0.01 hautement significatif (**); Proba ≤ 0.001 très hautement significatif (***). Pour chaque descripteur les valeurs portant les mêmes lettres sont statistiquement égales

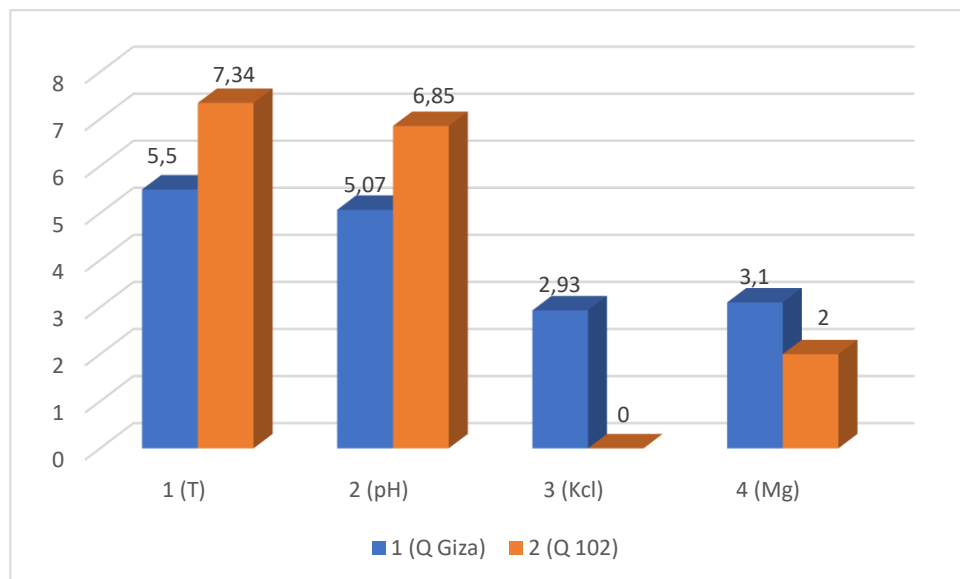


Figure 4.12: Effet de l'interaction variétés, amorçages sur le poids frais plants des différentes variétés étudiées.

DISCUSSION

Ces résultats viennent confirmer les effets positifs relevés, à travers des études antérieures, exercés par les différents types de prétraitements en condition de stress salin sur le processus germinatif et la performance des plantules chez plusieurs espèces. Des résultats comparables ont été observés chez différentes variétés de haricot (**Dastborhan et Ghassemi-Golezani, 2015 ; Ma et al., 2019**), de lentille (**Suriya-arunroj et al., 2004**), de pois chiche (**Elsawy et al., 2018**), et d'autres légumineuses fourragères (**Abbasi et al., 2014 ; Temel and Gozukirmizi, 2015**).

Nos résultats sont en accord avec ceux de **Wang et al., (2015)**, qui ont confirmé que le prétraitement des graines améliore de 60% le taux de germination par une accumulation de douze protéines nécessaires à la germination. **Miladinov et al., (2014)** ajoutent que l'hormoprimer l'osmoprimer (KNO₃) et l'hydropriming (H₂O) améliorent la germination et la vigueur des semences du soja (*Glycin max L.*).

Gerra et al., (2020), montre que le prétraitement des graines par l'hormoprimer comme est bénéfique pour la germination et la vigueur des plantules en conditions du stress abiotique.

Les graines qui ont subi un prétraitement présentaient une imbibition plus rapide que les graines non traitées. **Nagarajan et al., (2005)**, trouvent que l'amélioration de taux germination par les différents types de prétraitement pourrait être directement liée à la modification des relations entre les graines et l'eau.

CONCLUSION

CONCLUSION

Les résultats obtenus dans notre étude montrent que la technique de prétraitement en condition de stress salin et particulièrement le traitement MG., a un effet positif sur le taux de germination et la qualité (vigueur) des semences. Ces derniers ont diminué l'effet néfaste du stress salin sur les deux variétés du quinoa (Giza et Q102) par l'augmentation de taux de germination et la vigueur des graines, par la diminution de la teneur en chlorophylle totale et par la réduction de la partie végétatif et le développement du système racinaire.

L'ensemble de ces résultats, à but appliqué, a conduit à l'obtention des résultats qui nous permettent de mieux comprendre comment les prétraitements de différents types agir positivement sur le pouvoir germinatif, sur la vigueur des graines sur le système aérienne et racinaire en présence de stress salin (150 mM). En termes de perspective, il conviendrait d'exploiter les résultats obtenus à travers de cette étude afin d'assurer un programme de gestion de stress salin.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abbasi, R. U., Abe, M., Abu-Zayyad, T., Allen, M., Anderson, R., Azuma, R., ... & Zundel, Z. (2014).** Indications of intermediate-scale anisotropy of cosmic rays with energy greater than 57 EeV in the northern sky measured with the surface detector of the Telescope Array experiment. *The Astrophysical Journal Letters*, 790(2), L21.
- AHCENE, A. S. A. K. B. (2021).** *Etude de contribution à l'introduction de la culture de Quinoa (Chenopodium quinoa Willd) dans la région du Hodna* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF-M'SILA).
- Ahmad, R., Kim, M. D., Back, K. H., Kim, H. S., Lee, H. S., Kwon, S. Y., ... & Kwak, S. S. (2008).** Stress-induced expression of choline oxidase in potato plant chloroplasts confers enhanced tolerance to oxidative, salt, and drought stresses. *Plant Cell Reports*, 27, 687-698.
- Almansouri, M., Kinet, J. M., & Lutts, S. (2001).** Effect of salt and osmotic stresses on germination in durum wheat (*Triticum durum* Desf.). *Plant and soil*, 231, 243-254.
- Amri, N. H. (2018).** *La participation des agriculteurs à une politique alimentaire territoriale : le cas de Montpellier Méditerranée Métropole* (Doctoral dissertation, Université Paul Valéry-Montpellier III).
- Apse, M. P., Sottosanto, J. B., & Blumwald, E. (2003).** Vacuolar cation/H⁺ exchange, ion homeostasis, and leaf development are altered in a T-DNA insertional mutant of AtNHX1, the Arabidopsis vacuolar Na⁺/H⁺ antiporter. *The plant journal*, 36(2), 229-239.
- AZIZI, S., AZZOUZ, K., & BEN AHCENE, M. E. R. I. E. M. (2021).** *Etude de contribution à l'introduction de la culture de Quinoa (Chenopodium quinoa Willd) dans la région du Hodna* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF-M'SILA).
- Bazile, D. (2015).** Le quinoa, les enjeux d'une conquête. *Le quinoa, les enjeux d'une conquête*, 1-112.
- Bazile, D., Bertero, H. D., & Nieto, C. (2015).** State of the Art Report on Quinoa around the World in 2013.

- Bazile, D., Jacobsen, S. E., & Verniau, A. (2016).** The global expansion of quinoa: trends and limits. *Frontiers in plant science*, 7, 622.
- Bell, D. T. (1999).** Australian trees for the rehabilitation of waterlogged and salinity-damaged landscapes. *Australian Journal of Botany*, 47(5), 697-716.
- Ben Madani, R., & Belouadah, A. (2017).** *Test de germination dans des conditions de stress salin et caractérisation phénotypique de quelques variétés de la laitue cultivée dans la région de M'sila* (Doctoral dissertation, Université Mohamed BOUDIAF de M'Sila).
- BENZID, I., & CHIBANI, A.** *Contribution à la caractérisation morpho-physiologique et agronomique de trois variétés/population de quinoa dans les conditions arides (Cas de Ouargla)* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE KASDI MERBAH-OUARGLA).
- Bewley, J. D. (1997).** Seed germination and dormancy. *The plant cell*, 9(7), 1055.
- Bouaouina, S., Zid, E., & Hajji, M. (2000).** Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.). *Royo C., Nachit MM, Di Fonzo N. & Araus JL, eds. L'amélioration du blé dur dans la région méditerranéenne: nouveaux défis. Zaragoza: CIHEAM-IAMZ*, 239-243.
- BOUKHALAT, M., & CHELLALI, O. (2021).** *L'effet du stress salin sur le comportement de quelques variétés du quinoa cultivée dans la région de M'sila* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF-M'SILA).
- Carimentrand, A. (2008).** *Les enjeux de la certification biologique et équitable du quinoa (Chenopodium Quinoa Willd.) du consommateur au producteur* (Doctoral dissertation, Université de Versailles St Quentin en Yvelines).
- Casper, C., Redman, M., Huang, M. L., Pauk, J., Lampinen, T. M., Hawes, S. E., ... & Wald, A. (2004).** HIV infection and human herpesvirus-8 oral shedding among men who have sex with men. *JAIDS Journal of Acquired Immune Deficiency Syndromes*, 35(3), 233-238.
- CHENINE, R., & SAHLI, Z.** *Intérêt du Quinoa dans l'industrie Alimentaire et Pharmaceutique* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE KASDI MERBAH-OUARGLA).
- Coulibaly, F. (2022).** Caractérisation phénologique et agromorphologique de variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa willd*) à Ziguinchor

Cramer, P., Pesce, C. G., Baralle, F. E., & Kornblihtt, A. R. (1997). Functional association between promoter structure and transcript alternative splicing. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 94(21), 11456-11460.

Dastborhan, S., & Ghassemi-Golezani, K. (2015). Influence of seed priming and water stress on selected physiological traits of borage. *Folia Horticulturae*, 27(2), 151-159.

Del Castillo, C., Mahy, G., & Winkel, T. (2008). Le quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente" bio-équitable". *BASE*.

Djanaguiraman, M., Prasad, P. V., Boyle, D. L., & Schapaugh, W. T. (2013). Soybean pollen anatomy, viability and pod set under high temperature stress. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 199(3), 171-177.

DJEDEI, S., & MERABET, R. (2019). Etude comparative des quatre variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) cultivées dans la région d'Oued Righ" Djamaa".

Dreywood, R. (1946). Qualitative test for carbohydrate material. *Industrial & Engineering Chemistry Analytical Edition*, 18(8), 499-499.

Eugénie Auvinet, Caroline Hirschauer, Anne-Laure Meunier, Alimentations, Nutrition et Régimes Connaissances Outils Applications, Studyrama, ednh, 2018, 1134 p.

Fontaine, N. (2014). La trame verte comme outil de développement durable de la ville intermédiaire. Pérou, ville intermédiaire de HUAMACHUCO.

Fraleigh, S. H. (1987). *Dance and the lived body: A descriptive aesthetics*. University of Pittsburgh Pre.

Gafni, O., Weinberger, L., Mansour, A. A., Manor, Y. S., Chomsky, E., Ben-Yosef, D., ... & Hanna, J. H. (2013). Derivation of novel human ground state naive pluripotent stem cells. *Nature*, 504(7479), 282-286.

Gandarillas, H. (1968). Caracteres botánicos más importantes para la clasificación de la quinua. *Anales de la Primera convención de Quenopodiáceas quinua-cañahua. Puno, Perú, 19968*, 41-49.

Garland, F. C., Garland, C. F., Gorham, E. D., & Young, J. F. (1990). Geographic variation in breast cancer mortality in the United States: a hypothesis involving exposure to solar radiation. *Preventive medicine*, 19(6), 614-622.

HADJ HAMMOU, B., & LAABOUDI, A. (2019). *ETUDE DE COMPORTEMENT AGRONOMIQUE DE QUELQUES VARIETES DE QUINOA Chénopodium Quinoa. Willd* (Doctoral dissertation, Université Ahmed Draia-ADRAR).

Hallam, J., Brouziyne, Y., Labbaci, A., Lahlali, M., Aabd, N. A., & Elame, F. (2021). Évaluation de la production de des cultures alternatives sous Nano-irrigation au Maroc (Cas des cultures de Quinoa et Panic bleu sous Moistube). *African and Mediterranean Agricultural Journal-Al Awamia*, (133), 116-138.

HAMDANI, F. *Etude écogénétique de la réponse de jeunes plantules de Crithmum maritimum et d'Atriplex halimus à la salinité (NaCl)* (Doctoral dissertation).

Hanana, M., Cagnac, O., Zarrouk, M., & Blumwald, E. (2009). Rôles biologiques des antiports vacuolaires NHX: acquis et perspectives d'amélioration génétique des plantes. *Botany*, 87(11), 1023-1035.

HOGGUI, H., & KHALED, H. (2019). Contribution à l'étude de l'introduction de l'espèce de Quinoa dans la wilaya d'El Oued.

Jabnourne, M., Espeout, S., Mieulet, D., Fizames, C., Verdeil, J. L., Conéjéro, G., ... & Véry, A. A. (2009). Diversity in expression patterns and functional properties in the rice HKT transporter family. *Plant Physiology*, 150(4), 1955-1971.

Jacoby, A. (1994). Felt versus enacted stigma: A concept revisited: Evidence from a study of people with epilepsy in remission. *Social science & medicine*, 38(2), 269-274.

Khan, A. A., Jilani, G., Akhtar, M. S., Naqvi, S. M. S., & Rasheed, M. (2009). Phosphorus solubilizing bacteria: occurrence, mechanisms and their role in crop production. *J agric biol sci*, 1(1), 48-58.

Kouider, M. H., Nezli, I. E., & Belhadj, H. A. (2017). The use of spectral responses of surface in the discrimination of soils surface by remote sensing. *Energy Procedia*, 119, 622-631.

- L'taief, B., Sifi, B., Zaman-Allah, M., Hajji, M., & Lachaâl, M. (2009).** Effets de la fertilisation azotée, de l'inoculation par *Rhizobium* sp. et du régime des pluies sur la production de la biomasse et la teneur en azote du pois chiche. *BASE*.
- Levigneron, A., Lopez, F., Vansuyt, G., Berthomieu, P., Fourcroy, P., & Casse-Delbart, F. (1995).** Les plantes face au stress salin. *Cahiers Agricultures*, 4(4), 263-273.
- Ma, X., Zhou, C., Li, X., Neubig, G., & Hovy, E. (2019).** Flowseq: Non-autoregressive conditional sequence generation with generative flow. *arXiv preprint arXiv:1909.02480*.
- Maas, E. V., Poss, J. A., & Hoffman, G. J. (1986).** Salinity sensitivity of sorghum at three growth stages. *Irrigation Science*, 7, 1-11.
- Mahajan, S., & Tuteja, N. (2005).** Cold, salinity and drought stresses: an overview. *Archives of biochemistry and biophysics*, 444(2), 139-158.
- Mahjoubi, M., Cappello, S., Souissi, Y., Jaouani, A., & Cherif, A. (2018).** Microbial bioremediation of petroleum hydrocarbon-contaminated marine environments. *Recent insights in petroleum science and engineering*, 325, 325-350.
- Mäki, J. M., Räsänen, J., Tikkanen, H., Sormunen, R., Mäkikallio, K., Kivirikko, K. I., & Soininen, R. (2002).** Inactivation of the lysyl oxidase gene *Lox* leads to aortic aneurysms, cardiovascular dysfunction, and perinatal death in mice. *Circulation*, 106(19), 2503-2509.
- Manzano, O., & Rigobon, R. (2001).** Resource curse or debt overhang
- Marcar, N. E., Dart, P., & Sweeney, C. (1991).** Effect of root-zone salinity on growth and chemical composition of *Acacia ampliceps* BR Maslin, *A. auriculiformis* A. Cunn. ex Benth. and *A. mangium* Willd at two nitrogen levels. *New phytologist*, 119(4), 567-573.
- Mazer, C. D., Whitlock, R. P., Fergusson, D. A., Hall, J., Belley-Cote, E., Connolly, K., ... & Shehata, N. (2017).** Restrictive or liberal red-cell transfusion for cardiac surgery. *New England Journal of Medicine*, 377(22), 2133-2144.
- Miladinov, Z., Balešević-Tubić, S., Đukić, V., Ilić, A., Čobanović, L., Dozet, G., & Merkulov-Popadić, L. (2018).** Effect of priming on soybean seed germination parameters. *Acta Agriculturae Serbica*, 23(45), 15-26.
- Munns, R., & Tester, M. (2008).** Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 59, 651-681.

Nagarajan, R., Joyner, C. H., Schneider, R. P., Bostak, J. S., Butrie, T., Dentai, A. G., ... & Welch, D. F. (2005). Large-scale photonic integrated circuits. *IEEE Journal of Selected Topics in Quantum Electronics*, 11(1), 50-65.

Noble, C. L., & Rogers, M. E. (1992). Arguments for the use of physiological criteria for improving the salt tolerance in crops. *Plant and soil*, 146, 99-107.

OUCIF BEDIDA, Z., & ZOUARI AHMED, F. (2018). Evaluation du comportement morpho-physiologique, biochimique et antioxydants des quelques variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) cultivées dans la région d'El Oued.

Ousmane, S. Y., Fofana, A., Cisse, N., Noba, K., Diouf, D., Ndoye, I., ... & Elwegan, E. (2015). Étude de la variabilité agromorphologique de la collection nationale de mils locaux du Sénégal. *Journal of Applied Biosciences*, 87, 8030-8046

Para la Promoción, F. (2013). Descriptores para quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres.

Parida, A., Das, A. B., & Das, P. (2002). NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins, and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic cultures. *Journal of Plant Biology*, 45, 28-36.

Poncet*, Y., Koné, T., & Reyes***, H. F. (2009).** La diversité locale des produits de terroir en pays émergent : un chemin malaisé. *Autrepart*, (2), 017-032.

Poyac, C., Piva, G., & Cordeau, S. (2013, December). Intérêt d'une légumineuse associée au quinoa dans la fourniture d'azote et la régulation biologique des adventices. In 22. *Conférence du Coloma, Journées internationales sur la lutte contre les mauvaises herbes* (pp. 45-p). Association Française de Protection des Plantes, AFPP.

Rahmoune, C., Seridi, R., Paul, R., & Dreze, P. (2000). Influence of Zn concentration in solution applied to leaves and roots on the absorption and translocation of Cd by leaves. *Dirasat. Agricultural Sciences*, 27(1), 72-77.

Rahnesan, Z., Nasibi, F., & Moghadam, A. A. (2018). Effects of salinity stress on some growth, physiological, biochemical parameters and nutrients in two pistachio (*Pistacia vera* L.) rootstocks. *Journal of plant interactions*, 13(1), 73-82.

Ricard, J. D., Roca, O., Lemiale, V., Corley, A., Braunlich, J., Jones, P., ... & Hernandez, G. (2020). Use of nasal high flow oxygen during acute respiratory failure. *Intensive care medicine*, 46, 2238-2247.

Rivero, R. M., Mestre, T. C., Mittler, R. O. N., Rubio, F., Garcia-Sanchez, F. R. A. N. C. I. S. C. O., & Martinez, V. (2014). The combined effect of salinity and heat reveals a specific physiological, biochemical and molecular response in tomato plants. *Plant, cell & environment*, 37(5), 1059-1073.

Rudebjer, P. G., Meldrum, G., Padulosi, S., Hall, R., & Hermanowicz, E. (2014). Exploiter le potentiel des espèces négligées et sous-utilisées : Note d'orientation.

Ruiz-Carrasco, K., Antognoni, F., Coulibaly, A. K., Lizardi, S., Covarrubias, A., Martínez, E. A., ... & Zurita-Silva, A. (2011). Variation in salinity tolerance of four lowland genotypes of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as assessed by growth, physiological traits, and sodium transporter gene expression. *Plant Physiology and Biochemistry*, 49(11), 1333-1341.

Sanchez, H. B., Lemeur, R., Damme, P. V., & Jacobsen, S. E. (2003). Ecophysiological analysis of drought and salinity stress of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Reviews International*, 19(1-2), 111-119.

SERRAOUI, A., & CHETIOUI, I. *Comportement de trois variétés/populations de quinoa (Chenopodium quinoa Willd) cultivées en plein champ dans les conditions arides (cas de Ouargla* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE KASDI MERBAH-OUARGLA).

Shahbaz, M., Khan, S., & Tahir, M. I. (2013). The dynamic links between energy consumption, economic growth, financial development and trade in China: fresh evidence from multivariate framework analysis. *Energy economics*, 40, 8-21.

Shields, R., & Burnett, W. (1960). Determination of protein-bound carbohydrate in serum by modified anthrone method. *Analytical Chemistry*, 32(7), 885-886.

Slama, F. (1986). Intervention des racines dans la sensibilité ou la tolérance à NaCl de plantes cultivées. *Agronomie*, 6(7), 651-658.

Sofa, A., Dichio, B., Xiloyannis, C., & Masia, A. (2004). Lipoxygenase activity and proline accumulation in leaves and roots of olive trees in response to drought stress. *Physiologia plantarum*, 121(1), 58-65.

Suriya-arunroj, D., Supapoj, N., Toojinda, T., & Vanavichit, A. (2004). Relative leaf water content as an efficient method for evaluating rice cultivars for tolerance to salt stress. *Science Asia*, 30, 411-415.

Tal, A., Bavilski, C., Yohai, D., Bearman, J. E., Gorodischer, R., & Moses, S. W. (1983). Dexamethasone and salbutamol in the treatment of acute wheezing in infants. *Pediatrics*, 71(1), 13-18.

TIDJANI, Z., & ABABSA, R. (2019). Enquête sur la culture de quinoa (*Chenopodium quinoa willd*) dans le sud Algérien.

TOUATI, I. (2018). *Etude de potentiel de croissance et de production de plusieurs variétés de quinoa (Chenopodium quinoa Willd) sous les conditions arides de sud de l'Algérie (Cas de Ouargla)* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA).

Troll, W., & Lindsley, J. (1955). A photometric method for the determination of proline. *Journal of biological chemistry*, 215(2), 655-660.

Van der Moezel, P. G., Watson, L. E., Pearce-Pinto, G. V. N., & Bell, D. T. (1988). The response of six Eucalyptus species and Casuarina obesa to the combined effect of salinity and waterlogging. *Functional Plant Biology*, 15(3), 465-474.

Veloso, A. D. C. (2016). Impacts de l'essor international du quinoa

Verité, Y. (2016). *La santé sur tous les plans : Guide pour l'harmonie et la santé parfaite.* Éditions Quintessence.

Wang, W., Arora, R., Livescu, K., & Bilmes, J. (2015, June). On deep multi-view representation learning. In *International conference on machine learning* (pp. 1083-1092). PMLR.

Webster, A. (2016). *La cuisine antiraplapla-Automne Hiver : Carnet de 60 recettes crues pour renforcer son immunité, booster son énergie et améliorer ses performances.* Soliflor.

Winkel, T., Bommel, P., Chevarría-Lazo, M., Cortes, G., Del Castillo, C., Gasselin, P., ... & Joffre, R. (2016). Panarchy of an indigenous agroecosystem in the globalized market: The quinoa production in the Bolivian Altiplano. *Global Environmental Change*, *39*, 195-204.

Wu, W., Wu, Z., Yu, T., Jiang, C., & Kim, W. S. (2015). Recent progress on magnetic iron oxide nanoparticles: synthesis, surface functional strategies and biomedical applications. *Science and technology of advanced materials*, *16*(2), 023501.

Yahi, S., & Hellali, N. (2018). *Réponse physiologique des graines de la Quinoa (Chénopodium quinoa Willd.) aux stress hydrique et thermique au cours de la germination* (Doctoral dissertation, université ibn khaldoun-tiaret).

Yaish, M. W. (2017). Epigenetic modifications associated with abiotic and biotic stresses in plants: an implication for understanding plant evolution. *Frontiers in plant science*, *8*, 1983

Yamaguchi, T., & Blumwald, E. (2005). Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends in plant science*, *10*(12), 615-620.

Yeo, A. R., & Flowers, T. J. (1986). Salinity resistance in rice (*Oryza sativa* L.) and a pyramiding approach to breeding varieties for saline soils. *Functional Plant Biology*, *13*(1), 161-173.

Zubiria, L. (2020). *Je mange sans FODMAPs : 12 semaines pour un système digestif en pleine santé !* Eyrolles.

ANNEX

ANNEX

Tableau 1 : Analyse de variance de la proline

Proline graine	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0	5	0				
VAR.FACTEUR 1	0	1	0	15.85	0.01755		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0	0.26%
Proline feuilles	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5.15	5	1.03				
VAR.FACTEUR 1	5.15	1	5.15	210815.7	0.00004		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0	0.11%
Proline tige	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0.38	5	0.08				
VAR.FACTEUR 1	0.38	1	0.38	4598.45	0.00008		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0.01	0.56%

Tableau 2 : Analyse de variance des sucres totaux

Grains	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	12.3	5	2.46				
VAR.FACTEUR 1	12.04	1	12.04	186.32	0.00061		
VAR.RESIDUELLE 1	0.26	4	0.06			0.25	0.32%
Feuilles	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	493.81	5	98.76				
VAR.FACTEUR 1	493.75	1	493.75	29020.72	0.00005		
VAR.RESIDUELLE 1	0.07	4	0.02			0.13	0.17%
Tige	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0.84	5	0.17				
VAR.FACTEUR 1	0.84	1	0.84	42590.05	0.00005		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0	4.86E-04

Tableau 3 : Analyse de variance de polyphénols

Graine	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0.11	5	0.02				
VAR.FACTEUR 1	0.11	1	0.11	3236.93	0.00009		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0.01	0.11%
Feuilles	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	4.01	5	0.8				
VAR.FACTEUR 1	4	1	4	944.6	0.00016		
VAR.RESIDUELLE 1	0.02	4	0			0.07	0.36%
Tige	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	15.08	5	3.02				
VAR.FACTEUR 1	15.07	1	15.07	13032.54	0.00006		
VAR.RESIDUELLE 1	0	4	0			0.03	0.28%

Tableau 4 : Analyse de variance du saponine

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	10.04	5	2.01				
VAR.FACTEUR 1	7.26	1	7.26	10.45	0.03269		
VAR.RESIDUELLE 1	2.78	4	0.69			0.83	43.88%

Tableau 5 : Analyse de variance de la longueur des plantes

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	3137.96	23	136.43				
VAR.FACTEUR 1	495.04	1	495.04	42.89	0.00001		
VAR.FACTEUR 2	1690.13	3	563.37	48.81	0		
VAR.INTER F1*2	768.13	3	256.04	22.18	0.00001		
VAR.RESIDUELLE 1	184.67	16	11.54			3.4	11.90%

Tableau 6 : Analyse de variance du poids des racines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	0.9	23	0.04				
VAR.FACTEUR 1	0.01	1	0.01	0.47	0.51001		
VAR.FACTEUR 2	0.39	3	0.13	7.16	0.00299		
VAR.INTER F1*2	0.22	3	0.07	4.07	0.02507		
VAR.RESIDUELLE 1	0.29	16	0.02			0.13	46.49%

Tableau 7 : Analyse de variance de la longueur des racines

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	707.32	23	30.75				
VAR.FACTEUR 1	82.66	1	82.66	23.13	0.00022		
VAR.FACTEUR 2	305.64	3	101.88	28.51	0		
VAR.INTER F1*2	261.83	3	87.28	24.42	0		
VAR.RESIDUELLE 1	57.18	16	3.57			1.89	14.61%

Tableau 8 : Analyse de variance du nombre des feuilles

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	5448.96	23	236.91				
VAR.FACTEUR 1	392.04	1	392.04	13.16	0.00231		
VAR.FACTEUR 2	3058.79	3	1019.6	34.22	0		
VAR.INTER F1*2	1521.46	3	507.15	17.02	0.00004		
VAR.RESIDUELLE 1	476.67	16	29.79			5.46	15.73%

Tableau 9 : Analyse de variance du poids frais des planes

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	157.89	23	6.86				
VAR.FACTEUR 1	0.07	1	0.07	0.04	0.82935		
VAR.FACTEUR 2	109.01	3	36.34	23.85	0.00001		
VAR.INTER F1*2	24.44	3	8.15	5.35	0.00967		
VAR.RESIDUELLE 1	24.38	16	1.52			1.23	30.11%

Tableau 10 : Analyse de variance de la chlorophylle

Chlorophylle A	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	707.85	23	30.78				
VAR.FACTEUR 1	216.52	1	216.52	6306618	0		
VAR.FACTEUR 2	297.07	3	99.02	2884279	0		
VAR.INTER F1*2	194.25	3	64.75	1886011	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0	16	0			0.01	7.68E-04
Chlorophylle B	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	122.46	23	5.32				
VAR.FACTEUR 1	0.67	1	0.67	10059.09	0		
VAR.FACTEUR 2	53.66	3	17.89	267927.6	0		
VAR.INTER F1*2	68.13	3	22.71	340185.8	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0	16	0			0.01	0.41%
Chlorophylle T	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBA	E.T.	C.V.
VAR.TOTALE	942.35	23	40.97				
VAR.FACTEUR 1	241.31	1	241.31	3953589	0		
VAR.FACTEUR 2	384.89	3	128.3	2102016	0		
VAR.INTER F1*2	316.16	3	105.39	1726628	0		
VAR.RESIDUELLE 1	0	16	0			0.01	8.13E-04